

Aus dem Institut für Fleischhygiene und Schlachthofkunde
des Fachbereichs Veterinärmedizin (8) der Freien Universität Berlin
Kommissarischer Leiter: Prof. Dr. H.-J. Sinell

Über das Vorkommen von Rotlaufbakterien in den Tonsillen und in den Jejunallymphknoten von Schlachtschweinen verschiedener Herkunft in Beziehung zu ihrer Immunitätslage

INAUGURAL-DISSERTATION

zur

Erlangung des Grades eines Doktors der Veterinärmedizin
an der
Freien Universität Berlin

vorgelegt von
Hans-Klaus Höhne
Tierarzt aus Hannover

Berlin 1972
Journal-Nr. 777

Aus dem Institut für Fleischhygiene und Schlachthofkunde
des Fachbereichs Veterinärmedizin (8)
der Freien Universität Berlin

Kommissarischer Leiter: Prof. Dr. H.-J. Sinell

Über das Vorkommen von Rotlaufbakterien in den Tonsillen
und in den Jejunallymphknoten von Schlachtschweinen ver-
schiedener Herkunft in Beziehung zu ihrer Immunitätslage

Inaugural - Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Doktors der Veterinärmedizin
an der
Freien Universität Berlin

vorgelegt von
Hans - Klaus Höhne
Tierarzt aus Hannover

Berlin 1972

Journal-Nr. 777

Gedruckt mit Genehmigung
des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin



Vorsitzender: Prof. Dr. J. Boch

Referent: Prof. Dr. N. Retzlaff

Korreferent: Prof. Dr. B. Reuter

Tag der Promotion: 14. 2. 1972

Inhaltsverzeichnis

	Seite
<u>A. Einleitung</u>	1
<u>B. Literatur</u>	2
<u>C. Eigene Untersuchungen</u>	18
I. Material und Methode	18
a) Das Tiermaterial	18
b) Untersuchungsmethoden	20
II. Untersuchungsergebnisse	29
a) Bakteriologische Untersuchungen	29
b) Differenzierung der isolierten Rotlaufbakterien durch die Mikropräzipitation	33
c) Bestimmung der Immunitätslage	36
d) Die Immunität bei Schweinen mit nachgewiesenen Rotlaufbakterien	40
<u>D. Diskussion der Untersuchungsergebnisse</u>	46
<u>E. Zusammenfassung</u>	56
<u>F. Literaturverzeichnis</u>	59
<u>G. Tabellenanhang</u>	70

1	1. Einleitung
2	2. Literatur
18	3. Allgemeine Untersuchungen
18	4. Material und Methode
18	5. Das Versuchsmaterial
20	6. Untersuchungsverfahren
29	7. Ergebnisse
29	8. Zusammenfassung
33	9. Diskussion
36	10. Literaturverzeichnis
40	11. Zusammenfassung
46	12. Diskussion
56	13. Zusammenfassung
59	14. Literaturverzeichnis
70	15. Zusammenfassung

Digitized by the Internet Archive
in 2026

A. Einleitung

Während die klassischen Erkrankungen der Schlachttiere bei der Fleischuntersuchung in den meisten Fällen ohne weiteres erkannt werden können, bereitet die Diagnose einiger Zoonosen gewisse Schwierigkeiten. Dies ist besonders bei den Schlachttieren der Fall, die ohne Anzeichen einer klinischen Erkrankung Krankheitserreger beherbergen und ausscheiden können.

So ist es z.B. immer wieder vorgekommen, daß sich Menschen - insbesondere solche, die mit Schweinen häufig in Kontakt kommen, wie etwa Fleischer, in der Fleischschau tätige Tierärzte und Arbeiter in fleischverarbeitenden Betrieben - an geschlachteten Schweinen mit Rotlaufferregern infizierten, ohne daß bei diesen Tieren Symptome einer Rotlaufferkrankung zu erkennen waren.

Es wurde mir daher von Herrn Prof. Dr. Retzlaff die Aufgabe gestellt, Schlachtschweine, die bei der Fleischuntersuchung nicht beanstandet wurden, auf das Vorkommen von Rotlaufbakterien in den Tonsillen und Darmlymphknoten zu untersuchen sowie zu überprüfen, ob es möglich ist, durch serologische Untersuchungsmethoden bei klinisch gesund erscheinenden Schweinen Rotlaufbakterienträger zu ermitteln.

Rotlaufbakterien sind zwar des öfteren aus den Tonsillen von Schlachtschweinen isoliert worden, aber es fehlten dann Angaben über das Auftreten von Rotlaufantikörpern und die daraus resultierende Immunitätslage solcher Tiere. Es

konnte auch niemals mit Sicherheit festgestellt werden, ob die Tiere aus Beständen stammten, in denen Rotlauferkrankungen herrschten, oder ob die Tiere durch den Kontakt mit den ubiquitär vorkommenden Rotlauferregern immun und deshalb zu latenten Rotlaufbakterienträgern wurden.

Es war daher interessant, das Vorkommen von Rotlauferregern und die Immunitätslage von Schlachtschweinen, deren Fütterung und Haltung sowie deren medikamentelle Behandlungen und Impfungen genau bekannt waren, den Schweinen vergleichend gegenüberzustellen, bei denen diese Faktoren unbekannt waren.

B. Literatur

Seit Koch den Erreger einer septikämischen Mäuseerkrankung entdeckte, der später als ein Rotlauferreger identifiziert wurde, und LÖFFLER 1886 den Erreger des Schweinerotlaufs isoliert und als solchen erkannt hatte, haben sich zahlreiche Wissenschaftler mit den Rotlaufbakterien beschäftigt. Hierbei wurde festgestellt, daß Rotlaufbakterien ubiquitär vorkommen, global verbreitet sind und außer bei Schweinen bei einer ganzen Reihe anderer Tierarten wie z.B. Rindern (CSONTOS 1939, ANATOKOVIC-STOJKOVIC 1969), Pferden (STAUB u. VIRAT 1948), Geflügel (PAILLE u. CHASSIGNEUX 1948, STILES 1946, WELLMANN 1957), Lämmern (ROLLE u. MAYR 1966), Seefischen (KONDO u.

SUGIMURA 1935, WELLMANN 1950) und auch beim Menschen (BAYER 1947, ROLLE u. MAYR 1966) vorkommen und mehr oder weniger schwere Erkrankungen hervorrufen können.

Während BERGEY (1957) die Rotlaufbakterien zur

Ordnung IV: Eubacteriales,

Familie XII: Corynebacteriaceae,

Genus III: Erysipelothrix (Rosenbach 1909)

zählt, werden von ROLLE u. MAYR (1966) die Corynebacteriaceae in die

Familie VI der Eubacteriales eingeordnet.

Als einziger Vertreter des Genus III: Erysipelothrix

(Rosenbach 1909) findet sich bei BERGEY (1957) Erysipelothrix insidiosa.

ROLLE und MAYR (1966) sowie SHUMAN und WELLMANN (1966) verwenden für die Rotlauferreger den bereits 1918 von Buchanan systematisch verwendeten Speziesnamen "Erysipelothrix rhusiopathiae".

Die Inkubationszeit des Schweinerotlaufs beträgt 3 bis 5 Tage.

Je nach Virulenzgrad der Rotlauferreger, der Widerstandsfähigkeit und der Immunitätslage der Schweine ergeben sich verschiedene Formen des Schweinerotlaufs, nämlich

1. die akute Form unter dem Bild einer typischen Septikämie,
2. die Hautform als Rotlaufnesselfieber oder Backsteinblattern und
3. die chronischen Rotlaufformen, die in mannigfacher Form auftreten.

Während heute in der Praxis Schweine mit typischen akuten Rotlaufseptikämien nur noch selten gesehen werden, gewinnen

die chronischen Rotlaufformen zunehmend an Bedeutung. Rotlaufarthritiden, -spondylitiden, -endokarditiden und -hautnekrosen als chronische Rotlauferkrankungen werden von CREECH (1921), PREISZ (1929), WERNERY (1937), GREY, OSTEEN u. SCHOENING (1941), SCHOOP (1951), WELLMANN (1954), BLUM (1955), KEUSCH u. GRÄTZ (1956), RETZLAFF (1959), GRÄTZ (1961), GRABELL, HANSEN u. THAL (1962), GRABELL, HANSEN, OLSON, ORSTADIUS u. THAL (1962), STÖHR, RUDOLPH u. HARM (1963), WEIDLICH (1965), WELLMANN u. LIEBKE (1967) und SCHULZ u. BIEPING (1968) beschrieben.

Diese verschiedenen Rotlaufformen werden bei der Fleischuntersuchung im allgemeinen ohne weiteres erkannt und die geschlachteten Tiere bzw. die veränderten Organe nach § 36, II,2 bzw. nach § 34,11 der Ausführungsbestimmungen A in der Fassung der Verordnung zur Änderung der Ausführungsbestimmungen A vom 1.8.1960 (AB.A) zum Fleischbeschaugesetz vom 15.3.1960 (FG) beurteilt. Treten daneben nicht nur erhebliche sinnfällige Veränderungen des Fettgewebes, sondern auch des Muskelfleisches auf, so wird das geschlachtete Tier nach § 32 (1)9 AB.A untauglich zum Genuß für Menschen.

Eine Übersicht der in den Jahren 1965 bis 1969 wegen Rotlauf fleischbeschaulich beanstandeten Schweine gibt Tabelle 1.

T a b e l l e 1

Jahr	Gesamtzahl d. geschlachteten Schweine	△ §32 AB.A	□ §36 AB.A	△ Organe §34 AB.A	§§32 u.36 AB.A insgesamt	in %
1965	25.095.827	882	9.907	16.167	10.789	0,043
1966	24.679.036	1.023	11.619	18.813	12.642	0,051
1967	25.544.593	930	11.824	20.038	12.754	0,050
1968	27.982.703	1.147	12.551	20.465	13.698	0,049
1969	28.165.950	795	9.578	15.225	10.373	0,037

Die in den Jahren 1965 - 1969 wegen Rotlauf beanstandeten Schlacht-
schweine in der BRD

Hiernach wurden etwa 0,05% aller geschlachteten Schweine wegen Rotlauf nach § 32 (1),9 AB.A untauglich oder nach § 36 II,2 AB.A als bedingt tauglich beurteilt.

Auch die Anzahl der nach § 34,11 AB.A beschlagnahmten, durch Rotlaufbakterien veränderten Organe (Herz, Darm-Trakt usw.) ist nicht gering.

Die wegen Rotlauf beschlagnahmten oder beanstandeten Schweine und Schweineorgane stellen also einen erheblichen wirtschaftlichen Verlust dar.

Daneben wird im Schrifttum immer wieder auf das Vorkommen von Rotlaufbakterien bei Schlachtschweinen, die sowohl bei der Schlacht tieruntersuchung als auch bei der Fleischuntersuchung nicht beanstandet wurden, hingewiesen. In der Haupt-

sache finden sich die Rotlaufbakterien bei diesen Schlachtschweinen in den Tonsillen und im Darm (OLT 1901, BAUER-MEISTER 1902, JENSEN 1903, PITT 1908, HORN 1930, BRAMM 1937, RIEGER 1951, LANGKAMP 1952, GEISSLER 1953, WELLMANN 1954, MUNDT 1958, KALICH u. NEUBRAND 1959, MURASE u. EBI 1960 und GRÖTSCH 1961).

Es ist daher damit zu rechnen, daß trotz Fehlens der für die Rotlauferkrankungen charakteristischen pathologisch-anatomischen Veränderungen Rotlaufbakterien von Schlachtschweinen auf den Menschen übertragen werden können.

Finden sich bei der Fleischuntersuchung Anhaltspunkte, die den Verdacht auf Rotlauf aufkommen lassen, so muß nach § 27 (1) 5 die bakteriologische Fleischuntersuchung (BU) eingeleitet werden.

Bei der BU lassen sich Rotlaufbakterien leicht nachweisen, da die in der Anlage 1, III, A. 1, 2, 3 und 4 der AB.A zum FG vorgeschriebenen Nährbodenplatten zur Isolierung von Rotlaufbakterien im allgemeinen ausreichen.

In Zweifelsfällen empfiehlt es sich, zusätzlich spezielle Rotlaufselektivnährböden zu verwenden.

Rotlaufbakterien zeigen auf allen herkömmlichen Agarnährböden S-, I- und R-Kolonieformen.

Die S-Formen wachsen auf Agarnährböden in feinen, farblosen, tautropfenähnlichen, glattrandigen, konkaven, schwach granulierten Kolonien (SCHOENING, GOCHENOUR u. GREY 1938, MEYN 1931, KARLSON u. MERCHANT 1941, HARTWIGK 1965, ROLLE u. MAYR 1966).

Bei der Henryschen Beleuchtung zeigen die Kolonien n. HARTWIGK milchig-bläulichen Schimmer. Auf Traubenzuckerblutagarnähr-

böden, die nach TÖFFER (1965) am besten mit Schweineblut hergestellt werden, verursachen die Bakterien eine geringgradige Hämolyse. Bouillon wird nach Beimpfung und Bebrütung bei 37°C nach 1 bis 2 Tagen wolkig getrübt (HALLMANN 1955). Nach längerer Bebrütung bildet sich ein schleimiger, visköser Bodensatz (MEYN 1931, KELSER u. SCHOENING 1948).

Die Kolonien der I-Formen ähneln makroskopisch auf Agarnährböden den S-Formen; jedoch weisen sie bei mikroskopischer Betrachtung schwach gezackte Ränder auf. In Bouillon vermehren sich die Rotlaufbakterien der I-Form in Form von grauweißen bis gelblichen und kompakten Körnchen, die am Boden liegen, während die Bouillon sonst klar bleibt (MEYN 1931).

Die auf Agarnährböden konvex wachsenden Kolonien der R-Form sehen mit ihren ausgefranst Rändern medusenhauptähnlich aus, wobei sie graublau oder bräunlich und trübe erscheinen (MEYN 1931, SCHOENING, GOCHENOUR u. GREY 1938). In Bouillon zeigen sich die Bakterien wiederum als grauweiße Flocken und Körnchen am Boden des Glases.

Auf Agarnährböden wachsen die Rotlauferreger weniger gut als auf Gelatinenährböden. Nach 24 bis 48 Stunden Bebrütung zeigen sich auf den Gelatinenährböden die feinen grauweißen bzw. bläulichweißen, flockigen Kolonien (PREISZ 1929, HAGAN u. BRUNER 1957, ROLLE u. MAYR 1966).

Bei der Gelatine-Stichkultur kommt es nach 8 bis 10 Tagen zu einem gläserbürstenartigen Wachstum, wobei die Gelatine nicht verflüssigt wird (REWO u. SHUKOWA 1963, ROLLE u. MAYR 1966).

In ihren fermentativen Eigenschaften zeigen die Rotlaufbakterien

keine große Aktivität.

Von den Zuckerzusätzen in Bouillon werden Laktose, Glukose, Fruktose und Galaktose regelmäßig, Maltose manchmal und Mannose nur selten gespalten (BYRNE, CONELL, FRANK u. MOYNIHAN 1952).

Zur Unterdrückung von Begleitkeimen und zur Reinzüchtung von Rotlaufbakterien werden spezielle Selektivnährböden angewandt.

FÜZI (1963) empfiehlt zur selektiven Züchtung von Rotlaufbakterien Blut-Agar-Nährböden, die Antibiotika (Neomycin und/oder Kanamycin) enthalten. Es zeigte sich jedoch, daß neben den Begleitkeimen auch Rotlaufbakterien auf diesen Nährböden stark gehemmt werden.

Der Nährboden nach Brill u. Szynkiewicz (1950) enthält zur Hemmung unerwünschter Begleitkeime Natriumazid und Kristallviolett.

Auch PACKER (1943), SZENT-IVANYI (1950) sowie CONELL u. LANGFORD (1953) gebrauchen als Hemmstoffe Kristallviolett und Natriumazid.

BÖHM (1971) verwendet in den von ihm beschriebenen Nährböden als Hemmstoffe neben Natriumazid, Kristallviolett und Kanamycin noch niedrige Phenolkonzentrationen. Darüber hinaus wird noch Wasserblau den Nährböden zugesetzt.

Für den Tierversuch eignen sich von den kleinen Versuchstieren besonders Mäuse und Tauben (ROLLE u. MAYR 1966). Nach Infektion der Mäuse mit Rotlaufbakterien beginnt die Erkrankung mit einer Schwellung und Rötung der Injektionsstelle ohne Zeichen einer Allgemeinerkrankung. An dieses

erste Symptom schließen sich Erscheinungen einer Allgemein-
erkrankung an, die sich in den meisten Fällen durch verklebte
Augen, Obstipation und Lähmung der Hinterextremitäten zu er-
kennen geben. Nach wenigen Tagen p.i. tritt der Tod ein
(MOHR 1950).

Die in etwa gleichen Symptome treten bei experimentell mit
Rotlaufbakterien infizierten Taubenauf, die nach der Infek-
tion häufig in noch kürzerer Zeit als die Mäuse sterben
(MEESE 1961).

Bei den an Rotlauf gestorbenen Tieren lassen sich bakteriologisch
aus fast allen Organen in großer Menge Rotlaufbakterien iso-
lieren (MOHR 1950, MEESE 1961).

Die aus dem Untersuchungsmaterial reingezüchteten Rotlauf-
bakterien können, da sie einen unterschiedlichen Antigen-
aufbau aufweisen, mit Hilfe von serologischen Methoden ver-
schiedenen Stämmen zugeordnet werden. Hierfür eignen sich
die Agglutination, die Hämagglutination, die Präzipitation
und die Komplementbindungsreaktion.

Der unterschiedliche Antigenaufbau der Rotlaufbakterien
wurde erstmals von WATTS (1940) beschrieben. Durch Agglu-
tination stellte er neben unspezifischen Stämmen zwei Gruppen
von Rotlaufbakterien fest, die hitzestabile und hitzelabile
Antigene aufwiesen.

Gleichfalls wies ATKINSON (1941) bei ihren Untersuchungen
zwei sich serologisch deutlich unterscheidende Gruppen nach.
Hierdurch wurden die von WATTS dargestellten unterschiedli-
chen Antigenstrukturen der Rotlaufbakterien bestätigt.

GLEDHILL (1945) gelang es, mit Rotlaufbakterienantigenen agglutininhaltige Seren von Kaninchen herzustellen, die später nach Absättigung mit homologen Antigenen eine Einteilung der Rotlaufbakterien in vier Gruppen erlaubten.

Danach untersuchten DEDIE (1949) und DEFFNER (1950) mit Hilfe der Agglutination die serologischen Varianten der Rotlaufbakterien.

DEDIE benutzte als Antigene gleichmäßig getrübbte, flockenfreie und dichte Rotlaufbouillonkulturen und stellte agglutininhaltige Seren von Kaninchen durch Injektionen mit durch Formalin abgetöteten Rotlaufbakterien her. Auf Grund der mit diesen Antigenen durchgeführten Agglutinationen konnte er A-, B- und N-Stämme voneinander trennen. Allerdings enthielten alle Seren außer dem dominierenden variantenspezifischen Agglutinin noch schwächere Agglutinine, die auf ein weiteres, allen Rotlaufbakterien gemeinsames Antigen hinwiesen.

Durch kreuzweise Agglutinationen und Absättigungsversuche konnte DEFFNER (1950) bei den ihm von DEDIE überlassenen Stämmen noch eine weitere Gruppe bestimmen; jedoch hielt er die Stämme der Gruppen A und N für identisch.

Auch nach den Untersuchungen von ROOTS u. VENSKE (1952) lassen sich die Rotlaufbakterien in zwei große, serologisch unterschiedlich reagierende Gruppen einteilen. Ausdrücklich wiesen sie aber noch auf die Existenz eines dritten Antigens hin, das allen Stämmen eigen zu sein schien.

HEUNER (1958) konnte durch Absättigungsversuche verschiedene Hauptagglutinogene auffinden, so daß für die einzelnen Rotlaufstämme verschiedene Agglutinogen-Kombinationen möglich

sind.

Eine besondere Eigenschaft der Rotlaufbakterien - nämlich die Fähigkeit, Hühnererythrozyten zu agglutinieren - entdeckte DINTER (1948), jedoch erstreckt sich diese hämagglutinative Eigenschaft nur auf Rotlaufstämme der serologischen Gruppe B.

Wie durch die Agglutination können mit Hilfe der Präzipitation die serologischen Varianten der Rotlauferreger bestimmt werden.

Voraussetzung zur Durchführung der Präzipitation ist die Herstellung eines spezifischen, Präzipitinogene enthaltenden Extraktes.

Von ATKINSON (1941) wurden Extrakte mit Präzipitinogenen durch Kochen von Rotlaufbakterien mit n/30 Essigsäure hergestellt.

Eine andere Methode zur Herstellung von Präzipitinogenen wurde von DEDIÉ (1949) beschrieben, der nach den Angaben von Lancefield in Pferdeserumbouillon gezüchtete Rotlaufkulturen mit n/2 Salzsäure versetzte, nach 24 Stunden den entstandenen Extrakt klarzentrifugierte, danach den Extrakt neutralisierte und zum Schluß die bei der Neutralisation entstandenen Trübungen durch Zentrifugieren beseitigte. Ebenso gelang die Herstellung eines präzipitinogenhaltigen Extraktes durch Versetzen einer Rotlaufsuspension mit n/2 Trichloressigsäure (STEHLE 1952).

Die eigentliche Präzipitation wird dann mit Serum im Reagenzglas als Überschichtungsverfahren durchgeführt.

ATKINSON (1941), DEDIÉ (1949) und STEHLE (1952) wiesen mit der Präzipitation zwei serologische Varianten von Rotlauf-

erregern nach, die im wesentlichen mit den durch die Agglutination gefundenen Gruppen A und B übereinstimmten.

HEUNER (1958) konnte mit der Präzipitation die bis dahin geltende Einteilung der Rotlaufbakterien in A-, B- und N-Stämme durch Verwendung von Präzipitinogenextrakten, die er nach den Angaben von ATKINSON und DEDIÉ herstellte, erweitern.

Neben der Unterteilung der Gruppen A und B in 2 Untergruppen gelang ihm zusätzlich der Nachweis der serologischen Gruppen C und D durch die Präzipitation. Durch die parallele Verwendung von Präzipitation und Agglutination zur Typendifferenzierung kam klar zutage, daß die Ergebnisse der Präzipitation wesentlich spezifischer sind als die der Agglutination. Überschneidungen der Reaktionen kamen bei der Präzipitation nur selten vor.

Von EWALD (1962) wurde die Präzipitation nicht im Reagenzglas als Überschichtungsverfahren, sondern im Agargel angewendet, wobei er die Präzipitinogene aus einfachen Kochextrakten benutzte.

KUCSERA (1962) konnte durch Säureextrakt - Präzipitationen im Reagenzglas keinen Unterschied zwischen den von HEUNER ermittelten B₁ - und B₂- Stämmen feststellen. Dagegen konnte er auch A₁- und A₂-Stämme als gesonderte Serotypen auffinden.

Ebenso gelang es ERLER (1968) mit der Röhrchenpräzipitation bei Verwendung von Säureextrakten nicht, zwischen B₁- und B₂-Stämmen zu differenzieren; jedoch war es ERLER möglich, mit der Agargelpräzipitation auf Grund der Präzipitationslinien Unterschiede aufzuzeigen.

Nach NØRRUNG (1970) kann es zwischen A₁- und A₂-Stämmen einerseits und B₁- und B₂-Stämmen andererseits zu Überlappungen der Reaktionen kommen.

Von MURASE und EBI (1960), die zur Herstellung der Präzipitino gene Trichloressigsäure benutzten, konnten außer den Gruppen A, B, C und D noch Rotlaufbakterien der serologischen Gruppen E und F bestimmt werden.

Als weitere Untersuchungsmethode zur Differenzierung von Rotlaufbakterien findet die Komplementbindungsreaktion Anwendung.

Zur Herstellung des Komplementantigens werden zunächst die störenden Substanzen in den Kulturfiltraten durch Aluminiumhydroxyd entfernt, und danach wird das Komplementbindungsantigen mit Aceton gewonnen (DEDIÉ 1949). Nach Zentrifugieren und Abdunsten des Acetons wird das Antigen in physiologischer Kochsalzlösung aufgelöst.

Variantspezifische Kaninchenserum, die durch Injektionen mit durch Formalin abgetöteten Rotlaufbakterien gewonnen wurden, wurden durch Berkefeld-N-Kerzen filtriert und 30 Minuten bei 62°C im Wasserbad inaktiviert. Die Hammelblutkörperchenlösung wurde 4%ig verwendet (FIEGE 1951). Nach DEDIÉ sollen unspezifische Reaktionen wie bei der Agglutination und auch der Präzipitation nicht vorkommen. Auch FIEGE konnte mit der Komplementbindungsreaktion eindeutiger Ergebnisse erzielen als mit der Salzsäureextrakt-Präzipitation.

Durch den Kontakt mit den ubiquitären Rotlaufferregern bilden sich bei den Schweinen je nach Grad und Häufigkeit der In-

fektionen spezifische Rotlaufantikörper, die mit serologischen Methoden nachweisbar sind. Sobald Rotlaufantikörper nachgewiesen werden können, ist ein stattgefundener Kontakt mit Rotlaufbakterien bewiesen; jedoch lassen sich keine Rückschlüsse auf die Art des Kontaktes mit den Rotlauferregern, wie z.B. Impfungen sowie klinisch oder nicht klinisch sichtbar verlaufende Infektionen, ziehen. Dagegen läßt sich die Immunitätslage einzelner Tiere oder ganzer Herden bestimmen.

Als Methoden zum Nachweis von Rotlaufantikörpern zur Bestimmung der Immunitätslage bei Schweinen bieten sich unter anderen die Agglutination und die Wachstumsprobe in der Rotlaufserologie an.

Im folgenden soll auf diese serologischen Methoden näher eingegangen werden:

SCHOENING, CREECH und GREY (1932) beschreiben eine Frischblutagglutination und einen Röhrchenschnelltest (Centrifugal reag.). Zur Durchführung der Frischblutagglutination werden Rotlaufbakterien in Bouillon angezüchtet und dann mit Formalin abgetötet. Von dem so entstandenen Antigen wird ein Tropfen auf eine Porzellantüpfelplatte geträufelt und ein Tropfen des zu untersuchenden Blutes hinzugegeben. Dann wird die Platte rotiert und die Reaktion nach zwei Minuten abgelesen. Im positiven Fall wird die Agglutination in Form einer Verklumpung deutlich sichtbar.

Zur Antigenherstellung für den Röhrchentest wurde ein gut wachsender Rotlaufstamm in mit Bouillon gefüllten Kolben angezüchtet. Nach Zentrifugieren wurde die überstehende

Flüssigkeit abgegossen und vom Bodensatz eine Suspension mit Formalin-Kochsalz-Lösung hergestellt. Nach Schütteln der Suspension und erneutem Zentrifugieren wurde die überstehende Flüssigkeit abgegossen und der Bodensatz mit Bouillon nach der McFarland-Skala auf eine bestimmte Dichte eingestellt. Die Antigenlösung war dann gebrauchsfertig.

Zur Ausführung des Röhrchentests kamen in Reagenzgläser je 1 ccm der Antigenlösung und mit physiologischer Kochsalzlösung 1:10 verdünntes Schweineserum in fallender Menge. Die so gefüllten Reagenzgläser wurden darauf kurze Zeit bei 37°C warm gestellt und dann zentrifugiert, danach konnte die Reaktion abgelesen werden. Bei positivem Ergebnis fand eine Agglutination am Boden des Röhrchens statt, wobei die überstehende Flüssigkeit klar blieb. Im negativen Fall war die überstehende Flüssigkeit getrübt, und die am Boden befindliche Menge des Rotlaufantigens ließ sich durch Schütteln aufwirbeln. GREY, OSTEN und SCHOENING (1941) verwendeten statt des Schweinevollblutes nur dessen Serum. Diese Methode hatte gegenüber der Frischblutagglutination den Vorteil, daß die bei positivem Ausfall der Reaktion eintretende Verklumpung nicht durch die roten Blutkörperchen gestört wird.

Die beschriebenen Methoden eignen sich besonders als Suchreaktionen bei Herdenuntersuchungen und werden in den USA schon seit Jahren angewandt (SCHOENING und CREECH 1936).

Eine bessere Aussage über die Immunität des Einzeltieres oder von Herden gibt die Langsamagglutination, wie sie von HEUNER 1937 beschrieben wurde.

Mit einem aus einer 20 Stunden alten Pferdefleischwasser-

bouillonkultur des Rotlaufstyps NF4 E1 gewonnenen Antigen, das auf eine BaSO_4 -Lösung eingestellt wird, werden Schweineseren in fallenden Verdünnungen auf ihre Agglutinationsfähigkeit geprüft.

Je stärker die Verdünnungsstufen sind, in denen noch eine Agglutination stattfindet, desto höher ist der Immunitätsgrad des betreffenden Tieres. Nach den Angaben von WELLMANN und HEUNER (1957) gelten die Schweine mit bestimmten Titern als negativ-immun, teilimmun und immun.

Die Langsamagglutination gibt also die Immunitätslage eines Tieres an, die es sich durch eine klinisch oder subklinisch verlaufene Infektion oder durch eine passive oder aktive Immunisierung erworben hat.

Auch die Wachstumsprobe, die WELLMANN (1955) in die Rotlaufserologie einführte und die von HEUNER (1957) beschrieben wurde, gibt wie die Langsamagglutination einen Einblick in die Immunitätslage von Schweinebeständen oder von einzelnen Tieren.

Der prinzipielle Unterschied zwischen Wachstumsprobe und Langsamagglutination besteht in der Verwendung eines lebenden statt eines toten Rotlaufstammes als Antigen. Bei der Wachstumsprobe werden sich vermehrende Rotlaufbakterien im positiven Fall agglutiniert, während bei der Langsamagglutination toten Rotlaufbakterien agglutiniert werden.

Bei der Wachstumsprobe wachsen die Rotlaufbakterien in Schweineserumbouillon mit fallenden Konzentrationen der zu untersuchenden Seren je nach Vorhandensein oder Fehlen von Antikörpern entweder in Form eines agglutinierten Bodensatzes oder sie trüben die Bouillon gleichmäßig.

Als Werte der Wachstumsprobe werden der Haupt- und der Klammerwert angegeben. Der Hauptwert gibt das Röhrchen mit dem Serumgehalt an, bei dem noch eine völlige Agglutination bei klarer überstehender Flüssigkeit stattfindet. Bei dem Klammerwert wird die Serumverdünnung angegeben, bei dem sich eine deutliche bis kräftige Trübung mit einem entsprechenden Bodensatz etwa die Waage halten.

WELLMANN und HEUNER (1959) gelangten auf Grund ihrer Untersuchungsergebnisse zu dem Schluß, daß Schweine mit einem Wachstumsprobentiter ab 5% Klammerwert und darunter immun sind. Diese Angaben werden von BISPING, BÖHM und WEILAND (1968) bestätigt.

Dagegen werden von LOZANO, JONES und PARKER (1959) sowie von GOERTTLER und HUBRIG (1960) erst die Schweine für immun gehalten, die einen Klammerwert ab 1% Serumgehalt und darunter aufweisen. Nach LOZANO, JONES und PARKER haben Tiere ab 5% Klammerwert eine partielle Immunität, und bei Werten, die darüber liegen, können sie für Infektionen mit Rotlaufbakterien voll empfänglich sein.

C. Eigene Untersuchungen

I. Material und Methode

a) Das Tiermaterial

Während bei den zur Schlachtung kommenden Schweinen im Versuchsschlachthaus des Max-Planck-Institutes für Tierzucht und Tierernährung in Mariensee sowohl Haltung und Fütterung als auch eine etwa durchgeführte Behandlung verfolgt sowie das etwaige Auftreten von Rotlauferkrankungen festgestellt werden konnten, ist dies im allgemeinen auf Schlachthöfen nicht der Fall; deshalb sind die Haltungsbedingungen sowie vielleicht durchgeführte Vorbehandlungen der Tiere nur selten oder überhaupt nicht nachträglich festzustellen.

Es war daher interessant, das Auftreten von Rotlaufbakterien und die Immunitätslage gegen Rotlauf bei den im Max-Planck-Institut geschlachteten, nicht geimpften oder sonstwie vorbehandelten Schweinen und bei auf dem Schlacht- und Viehhof Hannover geschlachteten Schweinen zu vergleichen.

1. Schlachtschweine aus den Versuchsgütern des Max-Planck-Institutes

Die in Mariensee geschlachteten Schweine stammten ausnahmslos aus den beiden Versuchsgütern Mecklenhorst und Mariensee des Max-Planck-Institutes. Bei den Tieren handelte es sich ohne Ausnahme um deutsche Landschweine. Die Tiere wurden zur Mastleistungsprüfung, zur Wirtschaftsmast und zur Zucht gehalten.

In Mecklenhorst wurden die Mastleistungsprüfungsschweine

einzelnen gefüttert (Normfütterung) und in Einzelbuchten gehalten.

Die Wirtschaftsmastschweine wurden ad libitum gefüttert und in Gruppen von 10 bis 20 Tieren gehalten.

Die zur Zucht bestimmten Tiere wurden in Gruppen von 4 bis 7 Läufern in Buchten bis zur Geschlechtsreife aufgezogen.

Niedertragende Jungsauen befanden sich im Sommer auf guten Weiden oder wurden in kleinerer Zahl in Buchten gehalten. Hochtragende und säugende Sauen lebten in Einzelbuchten.

Die Haltung der Mastleistungsprüfungsschweine in Mariensee erfolgte in Einzelbuchten.

Nach der Größe der vorhandenen Buchten wurden die Wirtschaftsmastschweine in Gruppen von 8 bis 10 oder bis zu 50 Tieren gemästet.

Niedertragende Zuchtsauen befanden sich zu 2 oder 3 Tieren in einer Bucht und konnten nach Belieben im Freien in Betonbuchten auslaufen.

Hochtragende und säugende Zuchtsauen wurden in Einzelbuchten gehalten.

Im Versuchsgut Mariensee trat Rotlauf im Jahre 1970 nicht auf. In Mecklenhorst erkrankten im August 3 und im Oktober 8 in Buchten gehaltene, nicht voneinander isolierte Wirtschaftsmastschweine an Rotlauf. Ferner trat Rotlauf im September bei einer auf Weidegang befindlichen Gruppe niedertragender Jungsauen (12 Tiere) in Mecklenhorst auf.

Die Behandlung der erkrankten Tiere erfolgte mit Rotlaufserum und einer Penicillin-Streptomycin-Kombination (Paratopen, Grünenthal).

Die an Rotlauf erkrankten und behandelten Tiere kamen in der Zeit der Untersuchungen nicht zur Schlachtung.

Zur Untersuchung gelangten nach der Schlachtung die Tonsillen, ein Jejunallymphknoten und jeweils etwa 100 ccm Blut von folgenden Tieren:

- Aus Mecklenhorst: 7 Mastleistungsprüfungsschweine mit einem Lebendgewicht von ca. 110 kg und
106 Wirtschaftsmastschweine mit einem Lebendgewicht zwischen 104 und 112 kg;
aus Mariensee: 2 Mastleistungsprüfungsschweine mit einem Lebendgewicht von 110 kg,
82 Wirtschaftsmastschweine mit 104 bis 112 kg Lebendgewicht sowie
3 Zuchtsauen mit einem Lebendgewicht von 230 bis 280 kg.

Wöchentlich wurden Proben von 20 Tieren entnommen.

2. Schlachtschweine vom Schlacht- und Viehhof Hannover
Von den auf dem Schlacht- und Viehhof Hannover geschlachteten Schweinen wurden aus der laufenden Schlachtung ebenfalls die Tonsillen, ein Jejunallymphknoten und etwa 100 ccm Blut von 20 Tieren pro Woche entnommen. Die Proben stammten von 193 Schlachtschweinen mit einem Lebendgewicht von etwa 110 bis 120 kg und 7 Zuchtsauen mit einem Lebendgewicht von etwa 250 kg.

b) Untersuchungsmethoden

1. Nachweis von Rotlaufbakterien

Die entnommenen Tonsillen und Jejunallymphknoten beider

Untersuchungsgruppen wurden mit Schere und Pinzette vom umliegenden Fett- und Bindegewebe freipräpariert, in Alkohol getaucht und abgeflammt. Danach wurden diese Organe mit steriler Pinzette und steriler Schere in etwa erbsengroße Teile zerkleinert und in Reagenzgläser verbracht, die etwa 6 ccm einer Bouillon folgender Zusammensetzung enthielten:

1 l Leitungswasser, 3 g NaCl, 2 g $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$, 10 g Brunnengräber-Fleischpepton, 5 g Brunnengräber-Fleischextrakt, 5 ccm 0,1prozentige kristallviolett-lösung, 1 g NaN_3 und 10 ccm Pferdeserum. Der pH-Wert wurde auf 7,6 mit NaOH eingestellt. Die Zusammensetzung der Bouillon entspricht im wesentlichen der von BRILL u. SZYNKIEWICZ (1950) vorgeschlagenen Selektivbouillon; jedoch wurde anstelle der Eidotterlösung 10 ccm Pferdeserum verwendet.

Zur Prüfung des Nährmediums auf seine selektive Wirkung wurde die Bouillon mit Mischkulturen aus Rotlaufbakterien und verschiedenen anderen Bakterienarten (Klebsiellen, Staphylokokken, Salmonellen, Proteus und Bac. cereus) beimpft. Hierbei wurde festgestellt, daß außer Staphylokokken und Rotlaufbakterien alle getesteten Keime in ihrem Wachstum gehemmt wurden. Nach PACKER (1943) und SZENT-IVANYI (1951) wurden bei entsprechenden Konzentrationen von NaN_3 und Kristallviolett außer Rotlaufbakterien und Streptokokken alle anderen Bakterien, auch Corynebacteriaceae, gehemmt.

Von dieser beimpften Bouillon wurden nach 10- bis 12stündiger Bebrütung bei 37°C Ausstriche auf festen Nährböden angelegt, die die gleiche Zusammensetzung wie die oben beschriebene Bouillon mit einem Zusatz von 1,5% Agar-Agar hatten.

Die festen Selektivnährböden wurden 48 Stunden bei 37°C bebrütet und danach makroskopisch und mikroskopisch (40fache Vergrößerung) auf Rotlaufkolonien untersucht. Die rotlaufbakterienverdächtigen Kolonien wurden auf weitere Selektivnährböden gleicher Zusammensetzung ausgestrichen, 48 Stunden bebrütet und nach Gram gefärbt. Die Rotlaufkolonien wurden in Reagenzgläser mit 10 ccm Pferdefleischwasserbouillon

(pH 7,6; 1% Brunnengräber-Fleischpepton) überimpft, über Nacht bei 37°C bebrütet, auf Wachstum geprüft und dann bei Kühlschranktemperatur aufbewahrt. Alle drei Wochen erfolgte eine Überimpfung der Kulturen in Pferdefleischwasserbouillon. Zur Prüfung der Reinheit der Kulturen wurden in unregelmäßigen Abständen Ausstriche auf Nähragarplatten angelegt und nach Gram gefärbt.

2. Die Bestimmung der serologischen Gruppenzugehörigkeit der isolierten Rotlaufbakterien

Die serologische Gruppenzugehörigkeit der isolierten Rotlaufbakterienstämme wurde durch die Mikropräzipitation bestimmt.

Zunächst mußten zur Durchführung der Reaktion variantenspezifische Kaninchenserum hergestellt werden. Folgende Rotlaufbakterienstämme standen hierzu von dem Bundesgesundheitsamt Berlin (Zentrale Versuchstieranstalt) zur Verfügung:

ME 7 (Typ A₁)

422/1 E1 (Typ A₂)

R 32 E 11 (Typ B₁)

NF4/E1 (Typ B₂)

Wittling E1 (Typ C)

Doggerschabe (Typ D)

Typ E

Typ G und

T 131 (Typ H).^{x)}

^{x)} Für die Überlassung der Rotlaufstämme sei an dieser Stelle Herrn Prof. Dr. Wellmann, Leitender Direktor der Zentralen Versuchstieranstalt des Bundesgesundheitsamtes Berlin herzlich gedankt.

Daneben wurde der Stamm Frankfurt der serologischen Gruppe N benutzt, der aus der tierärztlichen Hochschule Hannover stammte.^{xx)}

Nach Verimpfen dieser Stämme auf Kaninchen wurden nach der Methode von HEUNER (1958) variantenspezifische Kaninchenserum hergestellt.

Daneben wurden von den zur Verfügung stehenden Rotlaufstämmen Antigene durch Salzsäureextraktion nach DEDIÉ (1949) und Essigsäureextraktion nach ATKINSON (1941) gewonnen.

Zur Prüfung der gewonnenen Kaninchenserum auf ihre Spezifität wurde die Präzipitation mit diesen Antigenen in folgender Weise durchgeführt:

Das vom Kaninchen gewonnene Antiserum wurde in eine 10 cm lange und 1 mm weite Kapillare bis zu einer Höhe von etwa 4 cm aufgezogen. Danach wurde die Kapillare umgekehrt und mit dem anderen Ende das durch Säureextraktion gewonnene Antigen aufgezogen, wobei die beiden Flüssigkeiten miteinander in Kontakt kamen.

Die sich in der Kapillare befindlichen und sich mengenmäßig etwa entsprechenden Flüssigkeiten wurden dann durch dreimaliges, vorsichtiges Hin- und Herschwenken miteinander vermischt.

Um unspezifische Eiweißtrübungen auszuschließen, wurden in anderen Kapillaren gleicher Größe die Salzsäure- und Essigsäure-Extrakte sowie die Antiserum getrennt aufgezogen.

^{xx)} Ebenso gilt mein Dank Herrn Prof. Dr. Bisping, Direktor des Institutes für Mikrobiologie und Tierseuchen der Tierärztlichen Hochschule Hannover, der mir freundlicherweise den Rotlaufstamm Frankfurt zur Verfügung stellte.

Anschließend wurden sowohl die aufgezogenen und miteinander vermischten Antiseren und Antigene als auch die für sich allein aufgezogenen Säureextrakte und Antiseren bei einer Kühlschranktemperatur von 4°C für 16 bis 18 Stunden aufbewahrt.

Danach wurden die Flüssigkeiten aus den Kapillaren auf ein mit Tween 80-Lösung präpariertes Stück Glasfaserpapier nach Whatman aufgebracht, wobei die Säureextrakte und die Antiseren, die für sich allein aufgezogen wurden, als Kontrollen dienten. Das Glasfaserpapier wurde dann mit dem unteren Rand 25 Minuten lang in eine Veronalpufferlösung mit einem pH-Wert von 9,0 gehängt. Daraufhin wurde das Glasfaserpapier 10 Minuten lang bei 110°C getrocknet und mit einer Amidoschwarzlösung gefärbt, die aus 5 g Amidoschwarz 10 B, 900 ml Methanol und 100 ml Eisessig bestand. Zum Sichtbarmachen der Präzipitate wurde das Glasfaserpapier mit einer aus 450 ml Methanol, 50 ml Eisessig und 500 ml Aqua dest. bestehenden Lösung entfärbt.

Die jetzt als schwarze Punkte sichtbar gewordenen Präzipitate wurden nach Lufttrocknung des Glasfaserpapiers zum Schutz für die spätere Auswertung mit Tesafilm überklebt.

Hatte eine eindeutige Präzipitation der aus den überlassenen Rotlaufstämmen hergestellten Säureextrakte mit den Kaninchenserum stattgefunden, dann war die Gewähr gegeben, daß die von den Kaninchen gewonnenen Seren einwandfrei reagierten und deshalb variantenspezifisch waren.

Im Hauptversuch wurden aus den isolierten, angezüchteten

und in Pferdefleischwasserbouillon aufbewahrten, serologisch unbekannten Rotlaufstämmen Salzsäure- und Essigsäureextrakte nach ATKINSON und DEDIE hergestellt und mit den variantenspezifischen Kaninchenserum nach der oben beschriebenen Mikropräzipitation auf ihre serologische Zugehörigkeit geprüft. Als Kontrollen dienten die ebenfalls in Kapillaren allein aufgezogenen Säureextrakte und variantenspezifischen Antiseren.

3. Serologische Untersuchungen

α) Die Agglutination

Zur Durchführung der Agglutination wurden die Blutproben von den aus Mariensee und Hannover stammenden Schweinen zur Gewinnung des Serums bei 3500 U/min 20 Minuten zentrifugiert. - Das überstehende Serum wurde durch ein Seitzfilter steril gefiltert und danach in sterilen Reagenzgläsern bis zur Untersuchung aufbewahrt.

Das zur Agglutination benötigte Antigen wurde nach den Angaben von HEUNER (1957) auf folgende Weise hergestellt:

100 ccm einer Pferdefleischwasserbouillon (1% Brunnengraber-Fleischpepton, pH 7,6) wurden mit einer 24 Stunden alten Kultur des Stammes NF4E1 beimpft. Die Bouillon wurde 20 Stunden bei 37°C bebrütet und mit 3500 U/min 10 Minuten lang zentrifugiert. Das entstandene Sediment wurde in Formalinbouillon (0,1% Formalingehalt) so weit verdünnt, daß die Dichte einer BaSO_4 -Lösung entsprach, die aus 95 ccm einer 1%igen H_2SO_4 (1 g H_2SO_4 vom spezifischen Gewicht 1,84 auf 100 ccm Aqua dest.) und 5 ccm einer 1%igen BaCl_2 -Lösung

frisch hergestellt wurde. Das Antigen blieb 8 Tage bei $+4^{\circ}\text{C}$ stehen. Zur Standardisierung des Antigens erfolgte die genaue Einstellung mit Hilfe von 5 Standardseren mit den Titern: $-/40$, $10/320$, $10/640$, $10/5120$ und 10240 bzw. 20480 .

Hierzu wurden zunächst verschiedene Antigenverdünnungen mit den Standardseren angesetzt und dadurch der Verdünnungsfaktor für das Antigen ermittelt. Zur Verdünnung des Antigens wurde ausnahmslos Pferdefleischwasserbouillon mit einem Gehalt von $0,1\%$ Formalin benutzt.

Das fertige Antigen entsprach dann einer Dichte einer BaSO_4 -Lösung, die aus 97 Teilen einer 1% igen H_2SO_4 und 3 Teilen einer 1% igen BaCl_2 -Lösung frisch hergestellt wurde.

Zur Ausführung der Reaktion der Agglutination wurde zuerst Pferdefleischwasserbouillon vorgelegt und so mit den gewonnenen Schweineseren vermischt, daß eine Serumverdünnung von $1:10$ entstand. Durch weiteres Überpipettieren in Röhrchen, die ebenfalls Pferdefleischwasserbouillon enthielten, entstanden Serumverdünnungsreihen von $1:20$, $1:40$, $1:80$, $1:160$ usw. Nach Fertigstellen der verdünnten Seren wurde das eingestellte Standardantigen zugesetzt.

Als Kontrollen dienten gleiche Serumverdünnungen ohne Antigenzusatz. Für die Titerbestimmung nach 20 Stunden Bebrütung bei 37°C wurde folgendes Schema zugrunde gelegt:

- ++++ Vollständige Agglutination bei klarer überstehender Flüssigkeit
- +++ Fast vollständige Agglutination; die Flüssigkeit ist kaum getrübt
- ++ Deutliche Agglutination; die Flüssigkeit ist nur wenig stärker aufgehellt als bei den Kontrollen
- + Geringe, aber noch deutlich erkennbare Agglutination

. Knopfbildung, keine Agglutination

Zur Bestimmung der Titerwerte wurde diejenige Verdünnung angegeben, bei der eine vollständige Agglutination (++++) und die letzte Agglutination (+) vor der Knopfbildung (.) in den Flüssigkeiten auftraten.

f) Die Wachstumsprobe

Zur Bestimmung der Immunitätslage der Schlachtschweine gegen Rotlauf wurde neben der Agglutination noch die Wachstumsprobe angewendet. Zunächst wurde eine Pferdefleischwasserbouillon (pH-Wert 7,6; Brunnengräber-Fleischpepton) mit dem Rotlaufstamm "Marienfelde" beimpft. Dann wurden die gewonnenen Schweineseren mit Pferdefleischwasserbouillon so verdünnt, daß Serumverdünnungen von 40%, 20%, 10%, 7,5%, 5%, 1%, 0,5%, 0,25% etc. bis 0,0625% entstanden.

Um das Wachstum anderer Bakterienarten auszuschließen, wurden die Verdünnungsreihen 24 Stunden bei 37°C bebrütet und auf ihre Sterilität kontrolliert. Die sterilen Serumverdünnungsreihen wurden dann mit gutgewachsenen Pferdefleischwasserbouillonkulturen des Rotlaufstammes "Marienfelde" beimpft. Die Beurteilung des Wachstums der überimpften Rotlaufbakterien erfolgte nach 24 Stunden Bebrütung bei 37°C unter Verwendung folgenden Schemas:

1. Trübungsgrad	2. Bodensatz
-: Überstehende Flüssigkeit absolut klar	++++: Sehr starker Bodensatz
+: Sehr feine Trübung, die bei durchfallendem Licht und leichtem Schwenken nur mit Mühe zu erkennen ist	+++ : Starker Bodensatz
++: Deutliche, kräftige Trübung	++: Starker bis kräftiger Bodensatz
+++ : Starke Trübung	+: Geringgradiger Bodensatz oder Spur eines Bodensatzes
++++: Sehr starkes Wachstum	..: Knopf

Das Ablesen der Reaktionen erfolgte vor einem schwarzen Hintergrund bei Neonbeleuchtung.

Die festgestellten Titer der Seren wurden nach Haupt- und Klammerwert angegeben, wobei der Hauptwert die vollständige Agglutination (überstehende Flüssigkeit absolut klar/sehr starker Bodensatz: -/++++) war und der Klammerwert der Wert ist, bei dem sich Trübungsgrad und Bodensatz in etwa entsprechen (++/++).

II. Untersuchungsergebnisse

a) Bakteriologische Untersuchungen

1. Im Max-Planck-Institut geschlachtete Schweine

Aus den Tonsillen von 200 Schweinen aus Mecklenhorst und Mariensee konnten 67mal Rotlaufbakterien isoliert werden. Dies entspricht einem Prozentsatz von 33,5.

Tabelle 2:

T a b e l l e 2

Art der Tiere	Schlachttag	WM*	ML*	Z*	Insgesamt	Isolierte Bakterienarten		E.insid.	andere Bakt.
						Tonsillen		%	%
Mariensee						E.insid.	andere Bakt.	%	%
11	10./11.8.70	20	-	-	20	11	9	55	45
-	17./18.8.70	13	7	-	20	13	7	65	35
13	24./25.8.70	18	2	-	20	14	6	70	30
6	30.8.70	20	-	-	20	12	8	60	40
2	7./ 8.9.70	18	-	2	20	5	15	25	75
13	14./15.9.70	20	-	-	20	4	16	20	80
13	21./22.9.70	19	-	1	20	3	17	15	85
11	28./29.9.70	20	-	-	20	2	18	10	90
10	5.10.70	20	-	-	20	2	18	10	90
8	12.10.70	20	-	-	20	1	19	5	95
87		188	9	3	200	67	133	33,5	66,5

Wirtschaftsmastschweine

ML = Mastleistungsprüfungsschweine

Z = Zuchtsauen

Isolierung von Rotlaufbakterien in den Tonsillen der im Max-Planck-Institut geschlachteten Schweine

Bei der Aufgliederung der geschlachteten Schweine nach ihrer Herkunft (Tab. 4 und 5) ergibt sich, daß bei 113 Schweinen aus Mecklenhorst in 41 Fällen (36,2%) Rotlaufbakterien nachgewiesen werden konnten.

T a b e l l e 4
=====

Monat	Anzahl d. Schweine	WM*	Rotlauf-positiv	ML*	Rotlauf-positiv	Z*	Rotlauf-positiv	E.insid. insgesamt	in %
Aug.	50	43	26	7	4	-	-	30	60
Sept.	41	41	8	-	-	-	-	8	19,
Okt.	22	22	3	-	-	-	-	3	13,
	113	106	36	7	4	-	-	41	36,

WM* = Wirtschaftsmastschweine ML* = Mastleistungsprüfungsschweine
Z* = Zuchtsauen

Vorkommen von Rotlaufbakterien in den Tonsillen der aus Mecklenhorst stammenden Schweine

Bei den 87 Schweinen aus Mariensee gelang der Nachweis in 26 Fällen (29,9%).

T a b e l l e 5
=====

Monat	Anzahl d. Schweine	WM*	Rotlauf-positiv	ML*	Rotlauf-positiv	Z*	Rotlauf-positiv	E.insid. insgesamt	in %
Aug.	30	28	20	2	1	-	-	21	70
Sept.	39	36	3	-	-	3	2	5	12,2
Okt.	18	18	-	-	-	-	-	-	-
	87	82	23	2	1	3	2	26	29,9

WM* = Wirtschaftsmastschweine ML* = Mastleistungsprüfungsschweine
Z* = Zuchtsauen

Vorkommen von Rotlaufbakterien in den Tonsillen der aus Mariensee stammenden Schweine

Sowohl bei den Schweinen aus Mecklenhorst als auch bei denen aus Mariensee wurden die meisten Rotlaufbakterien im Monat August isoliert (Tab. 4 und 5).

Bei den Mastleistungsprüfungsschweinen und den Zuchtsauen beider Versuchsgüter war der Anteil der mit Rotlaufbakterien behafteten Schweine prozentual am größten.

Aus den untersuchten Jejunalymphknoten wurden nur in einem Fall - Wirtschaftsmastschwein Nr. 33 - Rotlaufbakterien isoliert.

2. Auf dem Schlacht- und Viehhof Hannover geschlachtete Schweine

Von den auf dem Schlacht- und Viehhof Hannover geschlachteten Schweinen, die bei der Fleischuntersuchung nicht beanstandet wurden und als tauglich in den Verkehr gelangten, wiesen 77 von 193 Mastschweinen und 2 der 7 Schlachtsauen (39,5%) in den Tonsillen Rotlaufbakterien auf (Tab. 3).

T a b e l l e 6

Monat	Anzahl d. Schweine	Mast-schweine	Rotlauf-positiv	Zucht-sauen	Rotlauf-positiv	E.insid. insgesamt	in %
Aug.	60	58	42	2	2	44	73,3
Sept.	100	97	31	3	-	31	31
Okt.	40	38	4	2	-	4	10
	200	193	77	7	2	79	39,5%

Vorkommen von Rotlaufbakterien in den Tonsillen der aus dem Schlacht- und Viehhof Hannover stammenden Schweine

Auch bei diesen Schlachttieren aus verschiedenen Einzugsgebieten fanden sich im Monat August die meisten Rotlaufbakterien (Tab. 6).

Tabelle 3

Herkunft Schlachthof Hann.	Schlachttag	Schweine	Sauen	Isolierte Bakterienarten		E.insid. %	andere %
				E.insid.	andere Bakt.		
20	12.8.70	20	-	14	6	70	30
20	19.8.70	19	1	15	4	80	20
20	26.8.70	19	1	14	6	70	30
20	1.9.70	20	-	16	4	80	20
20	9.9.70	19	1	8	12	40	60
20	16.9.70	20	-	3	17	15	75
20	23.9.70	18	2	1	19	5	95
20	30.9.70	20	-	3	17	15	85
20	7.10.70	19	1	2	18	10	90
20	13.10.70	19	1	2	18	10	80
200		193	7	79	121	22,2% 39,5%	60,5%

Vorkommen von Rotlaufbakterien in den Tonsillen der vom Schlacht- und Viehhof Hannover stammenden Schweine

In keinem Fall konnten aus den entnommenen Jejunallymphknoten Rotlaufbakterien herausgezüchtet werden.

b) Die Differenzierung der isolierten Rotlaufbakterien durch die Mikropräzipitation

Die Mikropräzipitation wurde mit Kaninchenseren durchgeführt, die durch wiederholtes Verimpfen an Kaninchen mit den Rotlaufstämmen A₁, A₂, B₁, B₂, C, D, E, G und H hergestellt wurden. Zehn mit dem Stamm Frankfurt der Gruppe N gewonnenen Kaninchenseren erwiesen sich für die Mikropräzipitation als unbrauchbar, weil sie bei der Prüfung mit den Säureextrakten der bekannten Rotlaufstämme bei jedem Stamm eine Präzipitation auslösten. Es konnten deshalb bei der Identifizierung der isolierten, unbekannten Rotlaufstämme nur die Kaninchenseren Verwendung finden, die mit den übrigen neun Rotlaufbakterienstämmen hergestellt wurden und mit den Teststämmen einwandfreie Präzipitationen ergaben.

Rotlaufbakterien, deren Säureextrakte mit den homologen Seren der zur Verfügung stehenden Teststämmen keine Reaktion ergaben, werden analog zu DEDIE (1949) als N-Formen bezeichnet und im folgenden als serologische Gruppe N geführt.

1. Die Differenzierung der Rotlaufbakterienstämmen von Schweinen, die im Versuchsschlachthaus des Max-Planck-Institutes Mariensee geschlachtet wurden

Aus den Tonsillen der aus Mecklenhorst stammenden Schweine wurden 41mal Rotlaufbakterien angezüchtet (Tab. 7).

Durch die Mikropräzipitation dieser Bakterien konnten zwei Stämme der serologischen Gruppe A₁ und je sechs Stämme der Gruppen B₁ und B₂ ermittelt werden. Die übrigen 27 Stämme ergaben mit der Mikropräzipitation keine Reaktion und wurden deshalb als N-Stämme bezeichnet (Tab. 7).

Tabelle 7

Schlachttag	Schwein-Nr.	Arten der Schweine- haltung u.-fütterung WM*	ML*	T e s t s t ä m m e							Insg.		
				A ₁	A ₂	B ₁	B ₂	C	D	E		G	H
10./11.8.70	6, 8, 9	6, 8, 9	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6, 8, 9	3
17./18.8.70	21, 22, 25, 27, 28, 30, 31 33, 34, 35, 37, 39, 40	25, 27 28, 30 33, 34, 35, 37, 39, 40	25, 27 28, 30	22 31	-	33 39	28 39	-	-	-	-	21, 25, 27, 30 34, 35, 37, 40	13
24./25.8.70	41, 42, 43, 46, 47, 49	41, 42, 43, 46 47	-	-	-	41 43	-	-	-	-	-	42, 46, 47	5
30.8.70	63, 64, 65, 66, 67, 68 69, 71, 72	63, 64, 65, 66, 67, 68, 69, 71, 72	-	-	-	65 72	66	-	-	-	-	63, 64, 67, 68 69, 71	9
7./ 8.9.70	85, 89, 95, 96	85, 89, 95, 96	-	-	-	-	96	-	-	-	-	85, 89, 95	4
14./15.9.70	115, 117	115, 117	-	-	-	-	117	-	-	-	-	115	2
21./22.9.70	139	139	-	-	-	-	-	-	-	-	-	139	1
28./29.9.70	144	144	-	-	-	-	-	-	-	-	-	144	1
5.10.70	174, 179	174, 179	-	-	-	-	174	-	-	-	-	179	2
12.10.70	191	191	-	-	-	-	191	-	-	-	-	-	1
insgesamt	41	37	4	2	-	6	6	-	-	-	-	27	41

* WM = Wirtschaftsmast Schweine

* ML = Mastleistungsprüfungsschweine

Die durch Präzipitation ermittelte serologische Gruppenzugehörigkeit der aus den Tonsillen isolierten Rotlaufbakterien von Schweinen aus Mecklenhorst

T a b e l l e 8
=====

Schlachttag	Schwein-Nr.:	Arten d. Schweine- haltung u.-fütterung WM.	ML.		T e s t s t ä m m e										Insg.
			Z*		A ₁	A ₂	B.	B ₂	C	D	E	G	H	N	
10./11.8.70	10, 11, 13, 14, 15 16, 17, 18	10, 11, 13, 14 15, 16, 18, 19	-	-	-	-	14 18	-	-	-	-	10	-	11, 13, 15, 16 19	8
24./25.8.70	48, 50, 52, 53, 54 56, 57, 58, 59	48, 50, 52, 53 56, 57, 58, 59	54	-	-	-	48, 53 54	52, 58	-	-	-	-	-	50, 56, 57, 59	9
30.8.70	61, 75, 78	61, 75, 78	-	-	-	-	61	75	-	-	-	-	-	78	3
7./ 8.9.70	82	-	-	82	-	-	82	-	-	-	-	-	-	-	1
14./15.9.70	102, 112	102, 112	-	-	-	-	-	102	-	-	-	-	-	112	2
21./22.9.70	122, 126	126	-	122	-	-	-	-	-	-	-	-	-	122, 126	2
28./29.9.70	159	159	-	-	-	-	-	159	-	-	-	-	-	-	1
insgesamt	26	23	1	2	-	-	8	4	-	-	-	1	-	13	26

WM* = Wirtschaftsmastschweine ML* = Mastleistungsprüfungsschweine Z* = Zuchtsauen
 Die durch Präzipitation ermittelte serologische Gruppenzugehörigkeit der aus den Tonsillen isolierten
 Rotlaufbakterien von Schweinen aus Mariensee

Die bei dem Schwein Nr. 33 sowohl in den Tonsillen als auch aus dem Jejunallymphknoten isolierten Rotlaufbakterien gehörten der Gruppe B₁ an.

Die Differenzierung der 26 Rotlaufstämme, die aus den Tonsillen von den Schweinen aus Mariensee stammten, ergab, daß 8 Stämme in die B₁-, 4 Stämme in die B₂- und ein Stamm in die G-Gruppe eingeordnet werden konnten. 13 Stämme wurden als N-Stämme identifiziert (Tab. 8).

Insgesamt konnten bei den aus Mecklenhorst und Mariensee stammenden Schlachtschweinen 27 von 67 Rotlaufbakterienstämmen den Gruppen A₁, B₁, B₂ und G zugeordnet werden.

Weit über die Hälfte, nämlich 40 Stämme, gehörten nach den Untersuchungen zur Gruppe N (Tab. 7 und 8).

Tablelle 9

Schlachttag	Schweine-Nr.:	Schweinehaltung Mastschweine	Sauen	T e s t s t ä m m e					N	insg.			
				A ₁	A ₂	B ₁	B ₂	C			D	E	G
12.8.70	4,5,6,8,9,10,11,12,13, 15,16,17,18,20	4,5,6,8,9,10,11,12, 13,15,16,17,18,20	-	8,11	18	10,15	4,6	-	-	-	-	5,12,13,16, 17,20	14
19.8.70	21,22,23,24,25,27,28,29, 30,31,32,34,35,36,37,39	21,22,23,24,27,28,29, 30,31,32,34,35,36,37, 39	25	28	-	25,36 37	29,34	-	-	-	-	21,22,23,24, 27,30,32,35, 39	16
26.8.70	41,43,44,46,47,49,50,51 53,54,55,58,59,60	41,44,46,47,49,50,51 53,54,55,58,59,60	43	43,59	51	50,60	44,49	58	-	-	-	41,46,47,53, 54	14
1.9.70	61,63,64,65,67,69,70,72, 73,74,75,76,78,79,80	61,63,64,65,67,69,70, 71,72,73,74,75,76,78, 79,80	-	63,64 75	79	61,67 71	65,70 73,76	-	-	-	-	69,72,74,78, 80	16
9.9.70	81,82,84,87,88,90,9,97	81,82,84,87,88,90,91, 97	-	-	-	-	81,82 88	-	-	-	-	84,87,90,91, 97	8
16.9.70	103,111,112	103,111,112	-	-	-	103	-	-	-	-	-	111,112	3
23.9.70	121	121	-	-	-	-	121	-	-	-	-	-	1
30.9.70	143,157,158	143,157,158	-	-	-	-	158	-	-	-	-	143,157	3
7.10.70	169,177	169,177	-	-	-	-	-	-	-	-	-	169,177	2
13.10.70	181,198	181,198	-	-	-	198	-	-	-	-	-	181	2
Insgesamt	79	77	2	8	3	12	17	1	-	-	-	38	79

Die durch Präzipitation ermittelte serologische Gruppenzugehörigkeit der aus den Tonsillen isolierten Rotlaufbakterien von Schweinen aus dem Schlacht- und Viehhof Hannover

2. Die Differenzierung der Rotlaufbakterienstämmе von Schweinen, die auf dem Schlacht- und Viehhof Hannover geschlachtet wurden

Die Mikropäzipitation der 79 Rotlaufbakterienstämmе, die aus den Tonsillen der Schweine vom Schlacht- und Viehhof isoliert werden konnten, ergab, daß 8 Stämme der Gruppe A₁, 3 Stämme der Gruppe A₂, 12 der Gruppe B₁, 17 der Gruppe B₂ und ein Stamm der Gruppe C angehörten.

Beinahe die Hälfte der isolierten Rotlaufbakterien wurden, da sie bei der Präzipitation keine Reaktion ergaben, zur serologischen Gruppe N gerechnet (Tab. 9).

c) Die Bestimmung der Immunitätslage

1. Die Bestimmung der Immunitätslage der im Max-Planck-Institut geschlachteten Schweine

Bei der Wachstumsprobe wiesen 55 Seren der aus Mecklenhorst stammenden 113 Schweine Titer auf, die einen Klammerwert von 5% und darunter hatten. 57 Schweineseren zeigten Titer im fraglichen und negativ-fraglichen Bereich. Nur ein Tier hatte einen negativen Titer.

Durch die Bestimmung der Immunitätslage mit der Agglutination konnten 39 Tiere mit einem positiven Titer von 1:1280 und darüber ermittelt werden. 72 Seren agglutinierten in einem Bereich, der zwischen positiv-fraglich und negativ-fraglich lag. Als negativ wurden 2 Schweine bezeichnet, deren Seren nur Titer von -/40 aufwiesen (Tab. 12).

Tabelle 12

Immunitätsgrad	Wachstumsprobe	Agglutination	Aus Wachstumsprobe und Agglutination result. Immunitätslage
positiv	55	39	56
positiv-fraglich	-	41	23
negativ-fraglich	39	28	26
negativ-fraglich	18	3	7
negativ	1	2	1
	113	113	113

Bestimmung der Immunitätslage der Schweine aus Mecklenhorst

Bei der Zusammenfassung der Resultate der Wachstumsprobe und der Agglutination ergab sich, daß 56 der insgesamt 113 Schweine eine positive Immunitätslage hatten. 56 Schweine lagen in einem Immunitätsbereich zwischen positiv-fraglich und negativ-fraglich, und nur bei einem Schwein konnten keine Antikörper gegen Rotlaufbakterien nachgewiesen werden. Die Untersuchungen von 87 Seren der aus Mariensee stammenden Schweine hatten folgende Ergebnisse:

Durch die Wachstumsprobe wurden 39 Schlachtschweine mit einem positiven Immunitätsgrad ermittelt. 33 Tiere mußten als fraglich eingestuft werden, negativ-fraglich verhielten sich die Seren von 14 Tieren und wiederum nur ein Tier hatte einen negativen Titer (Tab. 13).

T a b e l l e 13

Immunitätsgrad	Wachstumsprobe	Agglutination	Aus Wachstumsprobe und Agglutination result. Immunitätsgrad
positiv	39	24	40
positiv-fraglich	-	31	17
fraglich	33	27	23
negativ-fraglich	14	4	6
negativ	1	1	1
	87	87	87

Bestimmung der Immunitätslage der Schweine aus Mariensee

Bei 24 durch die Agglutination untersuchten Schweineseren konnten Titer festgestellt werden, die einwandfrei im positiven Bereich lagen. Zum positiv-fraglichen Titerbereich gehörten 31, zum fraglichen 27 und zum negativ-fraglichen

4 Tiere.

Das gleiche Serum, das bei der Wachstumsprobe einen negativen Titer zeigte, erwies sich auch bei der Agglutination als negativ (Tab. 13).

Werden wieder die Ergebnisse der Wachstumsprobe und der Agglutination zusammengefaßt, so ergeben sich für 40 Schweine eine positive, für 46 Schweine eine positiv-fragliche und negativ-fragliche und für ein Tier eine negative Immunitätslage gegen eine Infektion mit Rotlaufbakterien.

Aus Tabelle 11 ist ersichtlich, daß 96 der 200 auf Rotlaufantikörper untersuchten Schweineseren auf Grund der Wachstumsprobe und der Agglutination als positiv angesehen wurden. 102 Schweine hatten Immunitätsgrade, die zwischen positiv-fraglich und negativ-fraglich lagen. Bei 2 Schweinen konnten mit diesen Methoden keine Antikörper gegen Rotlauf nachgewiesen werden.

T a b e l l e 11

Immunitätsgrad	Wachstumsprobe	Agglutination	Aus Wachstumsprobe und Agglutination result. Immunitätslage
positiv	94	63	96
positiv-fraglich	-	72	40
negativ-fraglich	72	55	49
negativ-fraglich	32	7	13
negativ	2	3	2
	200	200	200

Bestimmung der Immunitätslage der im Max-Planck-Institut geschlachteten Schweine

2. Die Bestimmung der Immunitätslage der auf dem Schlacht- und Viehhof Hannover geschlachteten Schweine

Die Wachstumsprobe bei den Seren der Tiere, die aus dem Schlacht- und Viehhof Hannover stammten, ergab bei 100 Tieren einen positiven, bei 68 einen fraglichen, bei 31 Tieren einen negativ-fraglichen und bei einem Tier einen negativen Titer (Tab. 15).

Die Agglutination hatte folgende Ergebnisse: 93 Tierseren verhielten sich positiv, 63 positiv-fraglich, 33 fraglich, 7 negativ-fraglich und 4 Tierseren reagierten negativ.

T a b e l l e 12

Immunitätsgrad	Wachstumsprobe	Agglutination	Aus Wachstumsprobe und Agglutination result. Immunitäts-
positiv	100	93	107
positiv-fraglich	-	63	48
fraglich	68	33	24
negativ-fraglich	31	7	19
negativ	1	4	2
	200	200	200

Bestimmung der Immunitätslage der auf dem Schlacht- und Viehhof Hannover geschlachteten Schweine

Unter Berücksichtigung der Wachstumsprobe und der Agglutination für die Beurteilung der Immunitätslage der aus dem Schlacht- und Viehhof Hannover stammenden Schweine ergab sich, daß 107 eine positive, 48 eine positiv-fragliche, 24 eine fragliche und 19 eine negativ-fragliche Immunitätslage aufwiesen.

Zwei Tiere wurden negativ bewertet.

d) Die Immunitätslage bei Schweinen mit nachgewiesenen Rotlaufbakterien

1. Die serologischen Rotlaufgruppen der isolierten Rotlaufbakterien in Beziehung zur Immunitätslage bei Schweinen aus Mecklenhorst

Aus den Tonsillen der Schweine konnten in 41 Fällen Rotlaufbakterien isoliert werden (Tab. 7 und 16). Hierbei wurde festgestellt, daß zwei der differenzierten Rotlaufbakterienstämme der serologischen Gruppe A₁ und jeweils sechs der Gruppe B₁ und B₂ angehörten. 27 Rotlaufstämme wurden der Gruppe N zugeordnet (Tab. 16 und 18).

T a b e l l e 18

Serolog. Anzahl	Rotlaufgruppen Stamm	Immunitätsgrade				
		pos.	pos.-fragl.	fragl.	neg.-fragl.	neg.
2	A ₁	2	-	-	-	-
6	B ₁	3	3	-	-	-
6	B ₂	1	3	2	-	-
27	N	16	8	1	2	-
41		22	14	3	2	-

Die serologischen Rotlaufgruppen in Beziehung zur Immunitätslage bei Schweinen aus Mecklenhorst

Drei der Tiere, bei denen Rotlaufbakterien der serologischen Gruppe B₁, und eins der Tiere, bei dem die serologische Gruppe B₂ sowie 16 der Tiere, bei denen die serologische Gruppe N festgestellt wurden, wiesen positive Titer auf.

3 Tiere, bei denen Rotlaufbakterien der B₁-Gruppe isoliert werden konnten, hatten positiv-fragliche Titer und von den Tieren, aus deren Tonsillen Rotlaufbakterien der Gruppe B₂

durch die Präzipitation festgestellt werden konnten, hatten 3 Tiere einen positiv-fraglichen und 2 Tiere einen fraglichen Immunitätsgrad.

Die größten Schwankungen in der Immunitätslage traten bei den Tieren auf, aus deren Tonsillen die als N-Stämme bezeichneten Rotlaufbakterien nachgewiesen werden konnten. Neben den 16 Tieren mit positiver Immunitätslage fanden sich 8 mit positiv-fraglichen, eins mit fraglichen und 2 mit negativ-fraglichen Titer.

Bei allen Tieren, aus deren Tonsillen Rotlaufbakterien nachgewiesen wurden, konnten mit der Wachstumsprobe und der Agglutination Antikörper festgestellt werden (Tab. 17 und 18).

T a b e l l e 17

Immunitätsgrad	Anzahl d. Schweine	Serolog. Rotlaufgruppen
positiv	22	2xA ₁ , 3xB ₁ , 1xB ₂ , 16xN
positiv-fraglich	14	3xB ₁ , 3xB ₂ , 8xN
fraglich	3	2xB ₂ , 1xN
negativ-fraglich	2	2xN
negativ	-	-
41		

Die Immunitätslage in Beziehung zu den serologischen Rotlaufgruppen bei Schweinen aus Mecklenhorst

Aber auch bei den Tieren, bei denen keine Rotlaufbakterien nachgewiesen werden konnten, fanden sich bei der Wachstumsprobe und der Agglutination Antikörper in den Titerbereichen von negativ-fraglich bis positiv. Nur in einem Falle hatte ein Tier weder Rotlaufbakterien gegen Rotlaufbakterien ge-

richtete Antikörper (Tab. 19).

T a b e l l e 19

Immunitätsgrad	Schweine mit Rotlaufbakt.	Schweine ohne Rotlaufbakt.	Schweine insgesamt
positiv	22	34	56
positiv-fraglich	14	9	23
fraglich	3	23	26
negativ-fraglich	2	5	7
negativ	-	1	1
	41	72	113

Die Immunitätslage bei Schweinen mit und ohne Nachweis von Rotlaufbakterien aus Mecklenhorst

2. Die serologischen Rotlaufgruppen der isolierten Rotlaufbakterien in Beziehung zur Immunitätslage bei Schweinen aus Mariensee

Bei den Schweinen aus dem Versuchsgut Mariensee des Max-Planck-Institutes ergab sich in bezug auf das Vorkommen von Rotlaufbakterien und der Immunitätslage ein ähnliches Bild. Von 11 Rotlaufbakterienstämmen, die von Tieren mit einwandfrei positiver Immunitätslage stammten, gehörten 4 der Gruppe B₁, 1 der Gruppe B₂ und 6 der als N bezeichneten Rotlaufbakteriengruppe an (Tab. 21).

T a b e l l e 21

Immunitätsgrad	Anzahl der Schweine	Serolog. Rotlaufgruppen
positiv	11	4xB ₁ , 1xB ₂ , 6xN
positiv-fraglich	5	2xB ₁ , 1xB ₂ , 2xN
fraglich	9	2xB ₁ , 2xB ₂ , 5xN
negativ-fraglich	1	G
negativ	-	-
	26	

Die Immunitätslage in Beziehung zu den serologischen Rotlaufgruppen bei Schweinen aus Mariensee

Ein Rotlaufstamm der serologischen Gruppe G wurde bei einem Tier mit einem negativ-fraglichen Immunitätsgrad isoliert. Der Rest der Tiere, die im fraglichen bis positiv-fraglichen Immunitätsbereich lagen, wies Rotlaufbakterien der serologischen Gruppen B₁, B₂ und N auf (Tab. 20, 21, 22).

T a b e l l e 22

Serolog. Rotlaufgruppen Anzahl	Stamm	Immunitätsgrade				
		pos.	pos.-fragl.	fragl.	neg.-fragl.	neg.
8	B ₁	4	2	2	-	-
4	B ₂	1	1	2	-	-
1	G	-	-	-	1	-
13	N	6	2	5	-	-
26		11	5	9	1	

Die serologischen Rotlaufgruppen in Beziehung zur Immunitätslage bei Schweinen aus Mariensee

Aber auch eine große Anzahl der Tiere (29), aus deren Tonsillen keine Rotlaufbakterien nachgewiesen werden konnten, wiesen eine positive Immunitätslage auf. 31 von 61 Schweinen ohne Rotlaufbakterien hatten Immunitätsgrade zwischen negativ-fraglich und positiv-fraglich.

T a b e l l e 23

Immunitätsgrad	Schweine mit Rotlaufbakt.	Schweine ohne Rotlaufbakt.	Schweine insgesamt
positiv	11	29	40
positiv-fraglich	5	12	17
fraglich	9	14	23
negativ-fraglich	1	5	6
negativ	-	1	1
	26	61	87

Die Immunitätslage bei Schweinen mit und ohne Nachweis von Rotlaufbakterien aus Mariensee

Nur ein Schwein ohne nachgewiesene Rotlaufbakterien hatte bei der Wachstumsprobe und der Agglutination auch keine gegen Rotlaufbakterien gerichtete Antikörper.

3. Die serologischen Rotlaufgruppen der isolierten Rotlaufbakterien in Beziehung zur Immunitätslage bei Schweinen vom Schlacht- und Viehhof Hannover

42 Tiere, bei denen positive Immunitätsgrade ermittelt wurden, hatten sechsmal Rotlaufbakterien der Gruppe A₁, 2mal der Gruppe A₂, 5mal der Gruppe B₁, 10mal der Gruppe B₂ und 19mal der Gruppe N.

T a b e l l e 25

=====

Immunitätsgrad	Anzahl der Schweine	Serolog. Rotlaufgruppen
positiv	42	6xA ₁ , 2xA ₂ , 5xB ₁ , 10xB ₂ , 19xN
positiv-fraglich	15	1xA ₁ , 5xB ₁ , 3xB ₂ , 6xN
fraglich	17	1xA ₂ , 1xB ₁ , 3xB ₂ , C, 11xN
negativ-fraglich	5	1xA ₁ , 1xB ₁ , 1xB ₂ , 2xN
negativ	-	
	79	

Die Immunitätslage in Beziehung zu den serologischen Rotlaufgruppen bei Schweinen vom Schlacht- und Viehhof Hannover

Unter den 15 Schweinen mit positiv-fraglicher Immunitätslage fanden sich ein Tier mit Rotlaufbakterien der Gruppe A₁, 5 mit Rotlaufbakterien der Gruppe B₁, 3 mit Bakterien der Gruppe B₂ und 6 mit der Rotlaufgruppe N. Ein Tier mit Rotlaufbakterien der serologischen Gruppe C zeigte einen fraglichen Immunitätsgrad.

Die übrigen Tiere mit nachgewiesenen Rotlaufbakterien hatten Immunitätsgrade, die im negativ-fraglichen bis fraglichen Bereich lagen.

Auch hier konnte wieder festgestellt werden, daß jedes Tier, aus dessen Tonsillen Rotlaufbakterien isoliert werden konnten, auch Antikörper gegen Rotlaufbakterien zeigte (Tab. 24, 25, 26).

65 Tiere, aus deren Tonsillen keine Rotlaufbakterien gezüchtet werden konnten, hatten nach der Wachstumsprobe und der Agglutination eine positive Immunitätslage.

T a b e l l e 26

Serolog. Rotlaufgruppen Anzahl	Stamm	Immunitätsgrade				
		pos.	pos.-fragl.	fragl.	neg.-fragl.	neg.
8	A ₁	6	1	1	1	1
3	A ₂	2	1	1	1	1
12	B ₁	5	5	1	1	1
17	B ₂	10	1	3	1	1
1	C	1	1	1	1	1
38	N	19	6	11	2	1
79		42	15	17	5	1

Die serologischen Rotlaufgruppen in Beziehung zur Immunitätslage bei Schweinen vom Schlacht- und Viehhof Hannover

Bis auf 2 Tiere hatten alle übrigen Schweine ohne isolierte Rotlaufbakterien nachweisbare Rotlaufantikörper in Immunitätsbereichen verschiedenen Grades (Tab. 27).

T a b e l l e 27

Immunitätslage	Schweine mit Rotlaufbakt.	Schweine ohne Rotlaufbakt.	Schweine insgesamt
positiv	42	65	107
positiv-fraglich	15	33	48
fraglich	17	7	24
negativ-fraglich	5	14	19
negativ	1	2	3
	79	121	200

Die Immunitätslage bei Schweinen mit und ohne Nachweis von Rotlaufbakterien vom Schlacht- und Viehhof Hannover

D. Diskussion der Untersuchungsergebnisse

1. Aus den Tonsillen von 400 Schweinen, die bei der Fleischuntersuchung nicht beanstandet wurden, konnten in 166 Fällen (36,5%) Rotlaufbakterien isoliert werden,

In den Monaten August, September und Oktober 1970 konnten bei 200 Schlachtschweinen von den Versuchsgütern Mariensee und Mecklenhorst des Max-Planck-Institutes für Tierzucht und Tierernährung in Mariensee in 33,5% und bei 200 Schweinen verschiedener Einzugsgebiete des Schlacht- und Viehhofs Hannover in 39,5% der Fälle Rotlaufbakterien aus den Tonsillen nachgewiesen werden.

Wird der Prozentsatz der gefundenen Rotlaufbakterien in den drei Untersuchungsmonaten verglichen, so kann festgestellt werden, daß der Prozentsatz mit 60% der Schweine aus Mecklenhorst, mit 70% der Schweine aus Mariensee und mit 73,3% der Schweine vom Schlacht- und Viehhof Hannover im August am höchsten war (Tab. 4, 5 und 6).

Diese Ergebnisse wurden von RIEGER (1951) und GRÖTSCH (1961) bestätigt, die ebenfalls im August bei ihren Untersuchungsreihen die höchsten Ergebnisse erzielten, wobei zu bemerken ist, daß RIEGER (1951) aus allen der von ihm untersuchten Tonsillen Rotlaufbakterien isolieren konnte.

Im September 1950 wurden von RIEGER aus 66% der untersuchten Tonsillen Rotlaufbakterien isoliert.

GRÖTSCH ermittelte im September 1959 bei 40% und im September 1960 bei 46,6% der untersuchten Schweinetonsillen Rotlaufbakterien.

Im Gegensatz hierzu konnten durch eigene Untersuchungen im September 1970 bei den Schweinen aus Mecklenhorst nur 19,5%, bei denen aus Mariensee 12,8% und bei den Schweinen vom Schlacht- und Viehhof Hannover 31% Rotlaufbakterien in den untersuchten Tonsillen nachgewiesen werden (Tab. 4, 5 und 6). Rotlaufbakterien in 11,1% der Fälle isolierte GRÖTSCH ebenfalls aus Schweinetonsillen im Oktober 1959. Dieses Ergebnis stimmt im großen und ganzen mit dem aus Mecklenhorst und vom Schlacht- und Viehhof Hannover überein, während bei den Schweinen aus Mariensee keine Rotlaufbakterien gefunden werden konnten (Tab. 4, 5 und 6).

Nach eigenen und den Untersuchungen anderer Autoren scheinen im August - als einem der heißesten Monate des Jahres - Rotlaufbakterien bei Schlachtschweinen gehäuft aufzutreten.

Aus den untersuchten Jejunallymphknoten von den insgesamt 400 geschlachteten Schweinen konnten nur in einem Fall Rotlaufbakterien isoliert werden. Dieses Schwein wies auch in den Tonsillen Rotlaufferreger auf, die zur gleichen serologischen Gruppe gehörten.

Über das Vorkommen der Rotlaufferreger in den Mesenteriallymphknoten von Schweinen ist im deutschen Schrifttum nur wenig bekannt, jedoch wiesen bereits OLT (1901) und PITT (1908) darauf hin, daß Rotlaufbakterien regelmäßig in der Darmschleimhaut von gesunden Schweinen auftreten. Interessant ist in diesem Zusammenhang, daß Rotlaufbakterien in der Gallenblase eines klinisch gesunden Schweines festgestellt werden konnten (WELLMANN 1954).

Während GRÖTSCH (1961) im August nur bei 45% der untersuchten Schlachtschweine Rotlaufbakterien auf Selektivnährböden nach Brill und Szyrkiewicz isolieren konnte, gelang es RIEGER (1951) im August, aus allen der von ihm untersuchten Tonsillen Rotlaufbakterien durch den Tierversuch nachzuweisen.

GEISSLER (1953) konnte auf künstlichen Nährböden (Agar-Agar, Drigalski und Drigalski-Conradi mit Kristallviolett-zusatz) aus 75 Tonsillen keine Rotlaufbakterien unmittelbar isolieren, während ihr das durch den Tierversuch immerhin 40mal in 73 Fällen gelang. Nach diesen Untersuchungen scheint der Tierversuch zur Isolierung von Rotlaufbakterien der kulturellen Anzüchtung auf künstlichen Nährböden überlegen zu sein.

Dagegen ermittelte LANGKAMP (1952) nach der Beimpfung von Selektivnährböden in 38% und durch den Tierversuch nur in 2,7% der von ihm untersuchten Tonsillen Rotlaufbakterien. Auch KALICH und NEUBRAND (1959) erzielten mit den kulturellen Nachweismethoden bessere Ergebnisse als mit dem Tierversuch.

WELLMANN und LIEBKE (1960) isolierten ebenfalls mehr Rotlaufbakterien durch die Anzüchtung auf Selektivnährböden als durch den Tierversuch (aus Tonsillen von Wildschweinen). Daher sollten zur Isolierung von Rotlaufbakterien sowohl die Anzüchtung auf Selektivnährböden als auch der Tierversuch angewandt werden.

2. Alle in den eigenen Untersuchungen isolierten Rotlaufbakterien wuchsen auf Nähr- und Serumagar in der S-Form.

Von den meisten Autoren werden die in der S-Form wachsenden Rotlaufkolonien für virulenter als die in I- und R-Form wachsenden Rotlaufbakterien gehalten.

So konnte KAST (1970) aus Rotlaufendokarditiden überwiegend in S-Form wachsende Rotlaufbakterien isolieren.

Nach KAST und STOLL (1970) sollen beim septikämischen Rotlauf und bei Rotlaufendokarditiden in S-Form wachsende Keime den größten Anteil haben.

Die Differenzierung der in S-Form wachsenden Rotlaufbakterien wurde nach der Mikropräzipitationsmethode nach ATKINSON

(1941), DEDIÉ (1949) sowie HEUNER (1958) durchgeführt. Hierbei gelang es, sowohl die serologische Gruppe A in die Varianten A_1 und A_2 als auch die serologische Gruppe B der Rotlaufbakterien in die Varianten B_1 und B_2 zu unterteilen.

Auch KUCSERA (1962) konnte mit verschiedenen Säureextrakten als Antigen bei der Röhrenpräzipitation die serologischen Varianten A_1 und A_2 differenzieren; eine Trennung der serologischen Gruppe B in die serologischen Varianten B_1 und B_2 gelang jedoch nicht.

Ebenso war es ERLER (1968) nicht möglich, nur mit Salzsäureextrakten als Antigen in der Röhrenpräzipitation die serologischen Varianten B_1 und B_2 der serologischen Gruppe B zu differenzieren. Wandte er jedoch die Agargelpräzipitation an, so konnten auf Grund der Präzipitationslinien die Varianten B_1 und B_2 unterschieden werden.

In den eigenen Untersuchungen wurden die aus den Tonsillen isolierten und in S-Form wachsenden Rotlaufbakterien in folgende serologische Gruppen eingeteilt:

27 Rotlaufbakterienstämme gehörten der serologischen Gruppe B_2 , 26 der serologischen Gruppe B_1 , 10 der serologischen Gruppe A_1 und 3 der serologischen Gruppe A_2 an. Ein Stamm wurde der serologischen Gruppe C und ein anderer der serologischen Gruppe G zugeteilt. 78 Rotlaufbakterienstämme wurden der serologischen Gruppe N zugeordnet (Tab. 7, 8 und 9).

Von den 41 aus Mecklenhorst isolierten Rotlaufbakterienstämmen gehörten 6 Stämme zur serologischen Gruppe B_1 und 6 Stämme zur serologischen Gruppe B_2 . 2 weitere Stämme konnten als A_1 -Stämme identifiziert werden. 27 Stämme wurden zur serologischen Gruppe N gezählt (Tab. 7).

Die Rotlaufbakterien, die aus den Tonsillen der Schweine aus Mariensee angezüchtet werden konnten, erwiesen sich 8mal der serologischen Gruppe B_1 und 4mal der serologischen Gruppe B_2 angehörig. Ein Stamm präzipitierte mit dem variantenspezifischen Serum der Gruppe G. 13 Stämme waren N-Stämme (Tab. 8).

Von den 79 aus den Tonsillen der Schlachtschweine verschiedener Einzugsgebiete (Schlacht- und Viehhof Hannover) isolierten Rotlaufbakterien gehörten 17 Stämme der serologischen Gruppe B_2 an. Weitere 12 Stämme konnten der serologischen Gruppe B_1 zugeordnet werden. Der serologischen Gruppe A_1 wurden 8 und der serologischen Gruppe A_2 3 Stämme zugerechnet. Nur ein Stamm gehörte in die serologische Gruppe C.

38 Stämme wurden zur serologischen Gruppe N gezählt (Tab. 9). Insgesamt kann gesagt werden, daß bei allen isolierten Rotlaufbakterien 53,4% der serologischen Gruppe N, 18,4% der serologischen Gruppe B₂, 17,8% der serologischen Gruppe B₁, 6,9% der serologischen Gruppe A₁, 2,1% der serologischen Gruppe A₂ und je 0,7% den serologischen Gruppen C und G zugeordnet werden konnten.

Diese Ergebnisse stehen im Gegensatz zu den von KALICH und NEUBRAND (1959) und von GRÖTSCH (1961), die aus den Tonsillen gesunder Schlachtschweine zu 77,2% bzw. 43,3% Rotlaufbakterien der serologischen Gruppe A, zu 15,2% bzw. 40,2% der serologischen Gruppe B und nur zu 7,6% bzw. 16,5% der serologischen Gruppe N nachweisen konnten.

Auch in den Organen von 12 an Rotlaufseptikämie erkrankten Schweinen wurden von KALICH und NEUBRAND (1959) nur Rotlaufbakterien der serologischen Gruppe A (10mal) und der serologischen Gruppe B (2mal) gefunden.

Nach den vorliegenden eigenen Untersuchungsergebnissen überwiegen bei gesunden Schlachtschweinen anscheinend die in der Literatur als weniger virulent angesehenen Rotlaufbakterien der serologischen Gruppe N. Ein signifikanter Unterschied im Vorkommen der Rotlaufbakterien der serologischen Gruppe N zwischen den einzelnen Untersuchungsgruppen konnte nicht festgestellt werden. Dagegen schienen die serologischen Gruppen A₁ und A₂ (11mal) bei den aus dem Schlacht- und Viehhof Hannover stammenden Schweinen häufiger vorzukommen als bei den Schweinen aus dem Max-Planck-Institut (2mal) (Tab. 18, 21, 22, 23).

3. Stellt man die Immunitätslage der im Max-Planck-Institut geschlachteten Schweine der von den auf dem Schlacht- und Viehhof Hannover geschlachteten Schweinen gegenüber, so kann festgestellt werden, daß 96 bzw. 107 Tiere einwandfrei positive Titer aufwiesen. Diese positiven Titer traten unabhängig vom Vorkommen der Rotlaufbakterien auf, denn bei 63 Schweinen aus dem Max-Planck-Institut und bei 65 Schweinen vom Schlacht- und Viehhof Hannover konnten trotz positiver Immunitätslage keine Rotlaufbakterien nachgewiesen werden. Es ist daher anzunehmen, daß bei diesen Tieren entweder der Bakteriennachweis nicht gelang oder die Rotlaufbakterien im Darm bzw. an anderen Stellen des Organismus vorhanden waren. Daneben besteht noch die Möglichkeit, daß die Tiere zwar eine Rotlaufinfektion durchgemacht hatten, die Rotlaufbakterien aber später wieder verschwanden, so daß nur noch die Antikörper gegen Rotlaufbakterien im Blut der Tiere vorhanden waren. Auffallend ist dagegen, daß bei allen Schweinen mit einem negativen Immunitätsgrad in keinem der Fälle Rotlaufbakterien nachgewiesen werden konnten.

Positiv-fragliche bis negativ-fragliche Immunitätsgrade fanden sich mehr bei dem im Max-Planck-Institut geschlachteten Schweinen (102) als bei den Tieren vom Schlacht- und Viehhof Hannover (91).

Der deutlichste Unterschied zwischen den beiden untersuchten Gruppen lag im fraglichen Bereich. Hier konnte festgestellt werden, daß 49 Tiere aus dem Max-Planck-Institut und nur 24 Tiere vom Schlacht- und Viehhof Hannover fragliche Titer aufwiesen.

Nur je 2 Schweine beider Untersuchungsgruppen hatten eine negative Immunitätslage.

Betrachtet man die Immunitätslage in Abhängigkeit von den einzelnen serologisch differenzierten Rotlaufbakterienstämmen, so ergibt sich, daß bei den positiv-immunen Schweinen aus Mecklenhorst in 16, bei den aus Mariensee in 6 und bei den aus dem Schlacht- und Viehhof Hannover in 19 Fällen Rotlaufbakterien der serologischen Gruppe N auftraten. Ebenso fanden sich sehr viele Rotlaufbakterien der serologischen Gruppe N bei Tieren, die eine positiv-fragliche bis negativ-fragliche Immunitätslage aufwiesen (Tab. 17, 18, 21, 22, 25, 26).

Die ermittelten Varianten A_1 , A_2 , B_1 und B_2 der serologischen Rotlaufgruppen A und B, die von den meisten Autoren als virulenter als andere Gruppen angesehen werden, kamen nur bei 6 Schweinen mit positivem Titer aus Mecklenhorst, bei 5 Schweinen aus Mariensee und bei 23 Schweinen vom Schlacht- und Viehhof Hannover vor.

Bei den positiven Schweinen aus Mariensee fiel auf, daß zwar je 6 Rotlaufbakterienstämme der Varianten B_1 und B_2 , aber keine Rotlaufbakterien der serologischen Gruppe A vorhanden waren.

Dagegen war die Anzahl der serologischen Gruppen A und B mit insgesamt 6 der Varianten A_1 und 2 der serologischen Varianten A_2 , 5 der serologischen Varianten B_1 und 10 der serologischen Varianten B_2 am höchsten bei den Schweinen mit positiver Immunitätslage von Schlacht- und Viehhof Hannover (Tab. 26).

Nach den Untersuchungen scheint es auch, daß die serologischen Gruppen A und B ein besseres Immunisierungsvermögen als die anderen Rotlaufgruppen haben, da die meisten dieser serologischen Gruppen von Schweinen stammten, die eine positive bis positiv-fragliche Immunitätslage aufwiesen. Das ist besonders deutlich bei 2 Tieren mit positivem Immunitätsgrad aus Mecklenhorst, von denen in beiden Fällen die Varianten A₁ der serologischen Gruppe A isoliert werden konnten. Das Gleiche gilt für 8 Schweine aus dem Schlacht- und Viehhof Hannover, bei denen die Varianten A₁ der serologischen Gruppe A nachgewiesen werden konnten. Diese Tiere hatten 6mal einen Immunitätsgrad, der im positiven Bereich, einmal einen Immunitätsgrad, der im positiv-fraglichen Bereich und nur einen Immunitätsgrad, der im negativ-fraglichen Bereich lag.

A₂-Varianten der serologischen Gruppe A konnten aus den Tonsillen von nur 3 Schweinen isoliert werden, die auf dem Schlacht- und Viehhof Hannover geschlachtet wurden. Zwei dieser Tiere hatten positive und ein Tier einen fraglichen Titer.

Das schlechteste Immunisierungsvermögen haben anscheinend die differenzierten Gruppen C und G, die nur in 2 Fällen (1 Schwein aus Mariensee, 1 Schwein vom Schlacht- und Viehhof Hannover) gefunden wurden. Diese Tiere hatten Titer, die im fraglichen bzw. negativ-fraglichen Immunitätsbereich lagen.

Zwischen dem Vorkommen von Rotlaufbakterien in den Tonsillen und dem Immunitätsgrad der Tiere konnten keine wesentlichen Unterschiede festgestellt werden.

Nach den vorliegenden Untersuchungsergebnissen scheint die Haltung und Fütterung auf das Vorkommen von Rotlaufbakterien und ihren serologischen Varianten als auch auf die Immunitätslage nur wenig Einfluß zu haben, da die Schweine aus den Versuchsgütern des Max-Planck-Institutes und die aus den verschiedenen Einzugsgebieten des Schlacht- und Viehhofs Hannover stammenden Schweine nur unwesentliche Unterschiede aufwiesen.

4. Nach den ermittelten Untersuchungsergebnissen ist es nicht möglich, serologische Untersuchungsmethoden - wie die Langsamagglutination und die Wachstumsprobe - bei der Schlacht-tieruntersuchung zu verwenden, da diese zwar Auskunft über die Immunitätslage der Tiere geben, jedoch nicht darüber, ob die Tiere zum Zeitpunkt der Schlachtung Rotlaufbakterien beherbergen; denn bei 203 Schweinen mit einwandfrei positiver Immunitätslage konnten nur in 75 Fällen Rotlaufbakterien isoliert werden.

Auch bei einer Vorverlegung der Schlacht-tieruntersuchung in die Bestände, wie sie von BERGMANN (1965) und BARTELS (1971) gefordert wird, würden die angewandten serologischen Methoden sowohl aus Kosten- und Zeitgründen als auch wegen ihrer nur geringen Aussagekraft über das Vorkommen von Rotlaufbakterien keine Vorteile bieten.

Eine exakte Beurteilung des Rotlaufs der Schweine ist deshalb nur auf Grund der pathologisch-anatomischen Veränderungen und der bakteriologischen Fleischuntersuchung nach Anlage 1 der AB.A zum FG am geschlachteten Tier möglich.

Die in dem § 32, (1), 9, § 34,11 und § 36,II,2 der AB.A vorgeschriebenen Grundsätze zur Beurteilung des Schweinerotlaufs reichen aus, um den Verbraucher von Schweinefleisch vor einer Infektion mit Rotlaufbakterien zu schützen. Sie reichen aber nicht aus, um die Schweine zu erfassen, die ohne erkrankt zu sein, Rotlaufbakterien beherbergen. Es sollte daher nach anderen Methoden gesucht werden, die es bereits in den Beständen ermöglichen, Schweine, die Träger von Rotlaufbakterien sind, von der Schlachtung auszuschließen.

E. Zusammenfassung

1. Bei 200 im Versuchsschlachthaus des Max-Planck-Institutes für Tierzucht und Tierernährung in Mariensee geschlachteten Schweinen konnten in den Monaten August, September und Oktober 1970 aus den Tonsillen in 33,5% der untersuchten Fälle Rotlaufbakterien isoliert werden.

Nur in einem Fall konnten Rotlaufbakterien aus den mituntersuchten Jejunallymphknoten kulturell ermittelt werden.

2. Bei 200 auf dem Schlacht- und Viehhof Hannover geschlachteten Schweinen verschiedener Einzugsgebiete konnten zur gleichen Zeit (August, September und Oktober 1970) in 39,5% der untersuchten Fälle Rotlaufbakterien nachgewiesen werden. In keinem Fall konnten aus den mituntersuchten Jejunallymphknoten Rotlaufbakterien isoliert werden.

3. Mit Hilfe der Mikropräzipitation konnten von insgesamt 166 isolierten Rotlaufbakterienstämmen 18,4 % der serologischen Gruppe B₂, 17,8 % der serologischen Gruppe B₁, 6,9 % der serologischen Gruppe A₁, 2,1 % der serologischen Gruppe A₂ und je 0,7 % der serologischen Gruppen C und G differenziert werden. 53,4 % der isolierten Rotlaufbakterienstämmen waren serologisch nicht eingrupprierbar und wurden daher der Gruppe N zugeordnet.

4. Die durch die Wachstumsprobe und Langsamagglutination bestimmte Immunitätslage der Schweine des Max-Planck-Institutes und der des Schlacht- und Viehhofs Hannover ergab, daß die Schlachtschweine des Schlacht- und Viehhofs Hannover eine höhere Immunität (107 Tiere mit positiven Titern) besaßen als die Schweine des Max-Planck-Institutes (96 Tiere mit positiven Titern).

5. Von 107 Schweinen mit einwandfrei positiver Immunitätslage des Schlacht- und Viehhofs Hannover konnten in 42 Fällen Rotlaufbakterien und in 65 Fällen keine Rotlaufbakterien nachgewiesen werden.

Bei den 96 Schweinen mit einwandfrei positiver Immunitätslage aus dem Max-Planck-Institut gelang der Nachweis von Rotlaufbakterien in 33, nicht aber in 63 weiteren Fällen. Eine Beziehung zwischen dem Vorkommen von Rotlaufbakterien und der Immunitätslage der untersuchten Schweine scheint daher nicht zu bestehen.

6. Bei 4 Schweinen mit negativer Immunitätslage konnten keine Rotlaufbakterien isoliert werden.

7. Bei einer Vorverlegung der Schlachttieruntersuchung in die Bestände bieten die Wachstumsprobe und die Langsamagglutination nur wenig Vorteile, da sie wohl über die Immunitätslage der Tiere, nicht aber über das Vorkommen von Rotlaufbakterien eine Aussage machen.

8. Die Schlachttier- und Fleischuntersuchung beim Rotlauf der Schweine kann auf Grund dieser Untersuchungsergebnisse auch weiterhin nur nach den Grundsätzen der §§ 3 bis 13 und der §§ 14 bis 31, insbesondere der §§ 21 und 25 durchgeführt, und die Beurteilung des geschlachteten Tieres nach dem § 32, (1), 9, § 34,11 und § 36,II,2 der AB.A zum FG vorgenommen werden.

F. Literaturverzeichnis

- ATKINSON, N. (1941): A study of some australian strains of *Erysipelothrix* Austral. J. Exper. Biol. 19, 45-50
- BARTELS, H. (1971): Vorschläge für eine international einheitliche Entwicklung der amtlichen Fleischuntersuchung und Fleischhygiene Schlacht-Viehhofztg. 71, 37-39
- BAUERMEISTER, C. (1902): Über das ständige Vorkommen pathogener Mikroorganismen, insbesondere der Rotlaufbazillen in den Tonsillen des Schweines Arch. wiss. prakt. Tierhk. 28, 66-101
- BAYER, O. (1947): Über Schweinerotlauf (Erysipeloid) beim Menschen Tierärztl. Umschau 2, 211-213
- BERGEY, D.H. (1957): Bergey's Manual of determinative Bacteriology Verl. Williams u. Wilkins, Baltimore
- BERGMANN, G. (1965): Kann die Schlachttieruntersuchung bei einer Reform des Fleischbeschaurechts in der bisherigen Ausführung beibehalten werden? Vortrag 9.Arbeitstgg. Lebensmittelhyg. Dtsch. Vet. med. Gesellschaft, Garmisch-Partenkirchen
- BISPING, W., BÖHM, H.K. u. WEILAND, E. (1968): Zur derzeitigen Verlaufsform des chronischen Rotlaufs beim Schwein Teil III Bakteriologische und serologische Ergebnisse Dtsch. tierärztl. Wschr. 75, 445-450

- BLUM, H. (1955): Ein seltener Fall von chronischem Rotlauf
Berliner Münchener tierärztl. Wschr. 68, 323-324
- BÖHM, K.H. (1971): Neue Selektivnährböden für Rotlaufbakterien
Zbl.Bakt.I.Orig.A 218, 330-334
- BRAMM, G.A. (1937): Über die Virulenz der saprophytisch in den Tonsillen des Schweines vorkommenden Rotlaufbakterien
Vet. med. Diss. Berlin
- BRILL u.SZYNKIEWICZ (1950): zit. bei GRÖTSCH
- BYRNE, L., CONNELL, R., FRANK, J.F. u. MOYNIHAN, I.W. (1952): Studies of swine erysipelas II: Cultural characteristics and virulence of strains of Erysipelothrix rhusiopathiae isolated in different regions of Canada
Canad. J. Comp. Med. 16, 129
- CONNELL, R. u. LANGFORD, E.A. (1953): Presence of Erysipelothrix rhusiopathiae in apparently healthy pigs
Canad. J. Comp. Med. 17, 448-453
- CREECH, G.T. (1921): The bacillus of swine erysipelas isolated from urticarial lesions of swine in the United States
J.Amer.Vet.Med.Ass. 59, 159-150
- CSONTOS, J. u. SALYI, GY. (1959): Durch Schweinerotlaufbazillen verursachte Hauterkrankung beim Rind
Jahresber. Vet.Med. 64, 558
- DEDIE, K. (1949): Die säurelöslichen Antigene von Erysipelothrix rhusiopathiae
M.hefte Vet.med. 4, 7-10
- DEFFNER, W. (1950): Ein Beitrag zur Differenzierung verschiedener Antigenotypen des Erysipelothrix suis mittels der Agglutination
Vet.med. Diss. Gießen

- DINTER, Z. (1948): Über den Haemagglutinationstest beim Rotlauf
Berliner Münchner Tierärztl.
Wschr. 61, 113-114
- DINTER, Z. (1948): Über die haemagglutinative
Aktivität des Rotlaufbakteriums
Tierärztl. Umschau 3, 143
- ERLER, W. (1968): Serologische, chemische und
immun-chemische Untersuchungen
an Rotlaufbakterien
I. Mitteilung: Zur Differenzierung
der Rotlaufbakterien des Types B
mit Hilfe der Präzipitation von
HCl-Extrakten
Arch. exper. Vet. med. 22,
1125-1138
- EWALD, F.W. (1962): Typendifferenzierung von
Erysipelothrix rhusiopathiae
im Agargel
Berliner Münchner tierärztl.
Wschr. 75, 71-73
- FIEGE, H. (1951): Über die Varianten A, B und N
von *Erysipelothrix rhusiopathiae*
Vet. med. Diss. München
- FÜZI, M. (1963): Über die selektive Züchtung der
Schweinerotlaufbakterien
Zbl. Bakt. I. Orig. 188, 387-392
- GEISSLER, S. (1953): Untersuchungen über das Vorkommen
von Rotlaufbakterien in den Ton-
sillen gesunder Schlachtschweine
Zbl. Bakt. I. Orig. 159, 335-338
- GLEDHILL, A.W. (1945): The antigenic structure of
Erysipelothrix
J. Path. Bact. 57, 179-189
- GOERTTLER, V. u.
HUBRIG, T. (1960): Vergleichende Untersuchungen mit
der Wachstumsprobe und dem
Opsonozytophagentest zur Rot-
laufimmunität der Schweine
Arch. Exper. Vet. med. 14,
1086-1096

- GRABELL, I., HANSEN, H.-J., OLSON, S.E., ORSTADIUS, K. u. THAL, E. (1962): Discospondylitis and arthritis in swine erysipelas
Acta vet. Scand. 2, 33-50
- GRABELL, I., HANSEN, H.-J. u. THAL, E. (1962): Rodsjuke - artritis och diskospondylit hos gris
9th Nordic Vet. Congr. København, Section B No. 30, 365-369
- GRÄTZ, H. (1961): Serologische Rotlaufuntersuchungen an Schlachtschweinen
Schlacht-Viehhof Ztg. 61, 158-161
- GREY, C.G., OSTEN, O.L. u. SCHOENING, H.W. (1941): Swine erysipelas, the agglutination test for its diagnosis, and a report on a study of arthritis in swine
Amer. J. Vet. Res. 1/2, 74-76
- GRÖTSCH, W. (1961): Vorkommen von Erysipelothrix rhusiopathiae in Tonsillen der Schlachtschweine unter besonderer Berücksichtigung der Serotypen
Vet. med. Diss. München
- HAGAN, W.A. u. BRUNER, D.W. (1957): The infectious diseases of domestic animals
3rd Edition
Comstock Publishing Associates
Ithaca, New York
- HALLMANN, L. (1955): Bakteriologie und Serologie
2. Auflage, Verl. G. Thieme, Stuttgart
- HARTWIGK, H. (1965): Bakterielle und virusbedingte Tierseuchen
Scriptum zur Vorlesung
- HEUNER, F. (1958): Über serologische Untersuchungen an Rotlaufstämmen
Arch. exper. Vet. med. 12, 40-61
- HEUNER, F. (1957): Zur Technik serologischer Rotlaufuntersuchungen
Berliner Münchner tierärztl. Wschr. 70, 341-344

- HORN, H. (1930): Die Beziehungen der Tonsillen des Schweines zu Mikroorganismen
Tierärztl. Rdsch. 36, 329-332
- JENSEN, C.O. (1903): Über das Vorkommen der Rotlauf-
bazillen auf den Schleimhäuten
beim gesunden Schwein
Dtsch. tierärztl. Wschr. 11,
245-247
- KALICH, J. u.
NEUBRAND, K. (1959): Zur Frage der Epidemiologie und
Pathogenese des Schweinerotlaufs
M.hefte Tierhk. 11, 85-99
- KARLSON, A.G. u.
MERCHANT, I.A. (1940/41): The cultural and biochemic
properties of *E. rhusiopathiae*
Amer. J. Vet. Res. 1/2, 5-10
- KAST, A. (1970): Zur Ätiologie der subakuten
bakteriellen Endokarditis beim
Schwein
Fleischwirtschaft 50, 61-66
- KAST, A. u.
STOLL, L. (1970): Serotypen von *Erysipelothrix*
rhusiopathiae bei der Endo-
karditis des Schweines
Berliner Münchner tierärztl.
Wschr. 83, 485-487
- KELSER, R.A. u.
SCHOENING, H.W. (1948): Manual of veterinary bacteriology
5th Ed.
The Williams & Wilkins, Baltimore
- KEUSCH, K. u.
GRÄTZ, H. (1956): Über die Gonitis chronica des
Schweines
Schlacht-Viehhof Ztg. 56, 356-361
- KONDO, S. u.
SIGUMURA, K. (1935): Experimental studies on swine
erysipelas bacillus found in
fishes
J. Japan. Soc. Vet. Sci 14,
136-138

- KUCSERA Gy. (1962): Die Untersuchung von Schweinerotlaufbakterienstämmen mit der Präzipitationsprobe unter Anwendung verschiedener Antigenextraktionsmethoden
Acta vet. Acad. Scient. Hung. 12, 43-51
- LANGKAMP, A. (1952): Untersuchungen an Rotlaufstämmen aus den Tonsillen gesunder Schlachtschweine
Berliner Münchner tierärztl. Wschr. 65, 128-129
- LÖFFLER, F. (1886): Experimentelle Untersuchungen über den Schweinerotlauf
Arb. Gesd.amt 1, 46
- LOZANO, E.A., JONES, L.D. u. PARKER, W.D. (1959): An erysipelas-serum-culture-agglutination (ESCA) test
Amer. J. Vet. Res. 20, 394-397
- MEESE, M. (1961): Antigenstudien an Rotlaufstämmen der Variante B nach Taubenpassagen
Arch. exper. Vet. med. B 15, 89-99
- MEYN, A. (1931): Über Glatt- und Rauhformen bei Rotlaufbakterien
Zbl. Bakt. I.Orig. 122, 507-510
- MOHR, K.F. (1950): Hämagglutination beim Rotlaufbakterium und ihre Hemmung durch Schweineseren
Vet. med. Diss. München
- MUNDT, W. (1958): Über die Bedeutung der Gaumenmandeln (T.palatina) beim Schwein im Hinblick auf das Zustandekommen einer Rotlaufinfektion
Tierärztl. Umschau 13, 47-48
- MURASE, N. u. EBI, Y. (1960): Studies on the typing of E.rhus. Epizootiological significance of E.rhus. harboured in the tonsils of apparently healthy pigs
Jap. J. Vet. Sci. 22, 1-8

- NØRRUNG, V. (1970): Untersuchungen über Erysipelothrix insidiosa s. rhusiopathiae
2.Mitt. Serologische Untersuchungen
Acta vet. scand. 11, 586-593
- OLT, A. (1901): Über das regelmäßige Vorkommen von Rotlaufbazillen im Darm des Schweines
Dtsch.tierärztl.Wschr. 9, 41-43
- PACKER, R.A. (1943): The use of sodium acide (NaN₃) and crystal violet in a selective medium for streptococci and Erysipelothrix rhusiopathiae
J. Bact. 46, 343-349
- PAILLE, R. u. CHASSIGNEUX, A. (1948): Rouget septicémique chez la Poule
Bull. Acad. Vet. France 21, 163-164
- PITT, W. (1908): Beiträge zum regelmäßigen Vorkommen der Rotlaufbazillen auf der Darmschleimhaut und in den Tonsillen gesunder Schweine
Zbl. Bakt. I.Orig. 45, 33-37, 111-121
- PREISZ in: KOLLE, W., KRAUS, R. u. UHLENHUTH, U. (1929): Handbuch der pathogenen Mikroorganismen
3.Auflage
Verl. G. Fischer, Jena, und Verl. Urban u. Schwarzenberg, Berlin und Wien
- RETZLAFF, N. (1959): Untersuchungen zur Pathogenese der Rotlaufendokarditis
Zbl. Vet. Med. 6, 260-285
- RIEGER, J. (1951): Mikroorganismen der Mandeln der Schlachtschweine unter besonderer Berücksichtigung des Rotlaufbakteriums
Vet. med. Diss. München
- REWO, M.W. u. SHUKOWA, M. (1963): Veterinärmedizinische Mikrobiologie
VEB Verl. Fischer Jena

- ROLLE, M. u.
MAYR, A. (1966): Mikrobiologie und allgemeine
Seuchenlehre - 3.Auflage
Verl. F. Enke, Stuttgart
- ROOTS, E. u.
VENSKE, W. (1952): Serologische und immunogene
Eigenschaften des E.rhusiopathiae
(E.muriseptica)
1. Die Antigenstruktur und die
Methoden des Nachweises der Sero-
typen
Berliner Münchner tierärztl.
Wschr. 65, 208-209
- ROOTS, E. u.
VENSKE, W. (1952): Serologische und immunogene
Eigenschaften der E.rhusiopathiae
(E.muriseptica)
2.Untersuchungen über die
Gewinnung reiner B-Stämme und
deren Stabilität
Berliner Münchner tierärztl.
Wschr. 65, 223-225
- SCHOENING, H.W. u.
CREECH, G.T. (1936): Swine Erysipelas - with particular
reference to serological diagnosis
J. Amer. Vet. Med. Ass. 88,
310-316
- SCHOENING, H.W., CREECH, G.T. u.
GREY, C.G. (1932): A laboratory tube-test and a
whole blood rapid agglutination
test for the diagnosis of swine
erysipelas
North. Amer. Vet. 13, 19-25
- SCHOENING, H.W.,
GOCHENOUR, W.S. u.
GREY, C.G. (1938): Studies on E.rhus. with special
reference to smooth and rough
type cultures
J. Amer. Vet. Ass. 92, 61-67
- SCHOOP, G. (1951): Der Herzklappenrotlauf, eine
Sepsis lenta des Schweines
M.hefte prakt. Tierhk. 3,
129-136
- SCHROETER, A. u.
HELLICH, M. (1960): Das Fleischbeschaugesetz
7.Auflage Teil II,
Verl. P. Parey, Berlin Hamburg
- SCHULZ, L.-Cl. u.
BISPING, W. (1968): Zur derzeitigen Verlaufsform des
chronischen Rotlaufs beim Schwein
Teil V Besprechung der Ergebnisse
Dtsch. tierärztl. Wschr. 75,
451-456

- SHUMAN, R.D. u.
WELLMANN, G. (1966):
Status of the species name
Erysipelothrix rhusiopathiae
with request for an opinion
Internat. J. System. Bact. 16,
195-196
- STAUB, A. u.
VIRAT, B. (1948):
Présence de B. du Rouget dans la
moelle osseuse d'un Equidé
Bull. l'Acad. Vet. 21, 65-66
- STEHLE, E. (1952):
Die Abtrennung von Serotypen der
E.muriseptica (syn. E.rhusiopathiae)
mittels Präzipitation
Vet. med. Diss. Gießen
- STILES, G.W. (1946):
Observation of swine erysipelas
in turkeys
J. Amer. Vet. Med. Ass. 109, 65-69
- STÖHR, P., RUDOLPH, W. u.
HARM, M. (1963):
Zur Pathogenese der Endokarditis
bei Rotlaufserumschweinen
Arch. exp. Vet. med. 17, 1019-1030
- STOJKOVIĆ-ATANAKOVIĆ. Milica
(1969):
Izolovanje E.insidiosa iz pluća
juneta obolelog od bronhopneu-
monije
(Isolierung von E.ins. aus den
Lungen eines Bronchopneumonie-
kranken Jungbullen)
Veterin. Glasnik, Beograd 23,
701-702
- SZENT-IVANYI, Th. (1951):
Über einen Spezialnährboden zur
Züchtung von Rotlaufstäbchen
und Galtstreptokokken
Acta vet. Acad. Sci. Hung. 1,
229-237
- TÖPFER, H.K. (1965):
Die Bedeutung der Blutagarplatte
bei der bakteriologischen Unter-
suchung unter besonderer Berück-
sichtigung des Schweinerotlaufs
Arch. Lebensmittelhyg. 16, 123-126
- WATTS, P.S. (1940):
Studies on Erysipelothrix rhusio-
pathiae
J. Path. Bact. 50, 355-369

WEIDLICH, N. (1965):

Bakteriologische und pathologisch-anatomische Befunde bei der Rotlaufendokarditis des Schweines
Wien, tierärztl. Wschr. 52,
564-572

WELLMANN, G. (1950):

Pathogenität und Wachstum der auf Fischen vorkommenden Rotlaufbakterien (Bact. murisepticus Robert Koch)
Abh. Fischerei, Hilfswiss., Verl. Neumann, Radebeul u. Berlin, Lief. 3
489-504

WELLMANN, G. (1954):

Vorkommen und Virulenz von Rotlaufbakterien in nicht an akutem Rotlauf erkrankten Schweinen
Dtsch. tierärztl. Wschr. 61,
357-363

WELLMANN, G. (1955):

Die subklinische Rotlaufinfektion und ihre Bedeutung für die Epidemiologie des Schweinerotlaufs
Zbl. Bakt. I. Orig. 162, 265-274

WELLMANN, G. (1957):

Zum Problem des Rotlaufs in den USA
Dtsch. tierärztl. Wschr. 64, 32-37

WELLMANN, G. u.
HEUNER, F. (1957):

Bedeutung von serologischen Untersuchungen in der Schweinerotlauf-forschung
Zbl. Bakt. I. Orig. 170, 91-97

WELLMANN, G. u.
HEUNER, F. (1959):

Beziehungen zwischen serologisch nachweisbaren Antikörpern und der Immunität beim Schweinerotlauf
Zbl. Bakt. I. Orig. 175, 373-387

WELLMANN, G. u.
LIEBKE, H. (1960):

Nachweis von Rotlaufbakterien (Erysipelothrix rhusiopathiae) und deren Antikörper bei Wildschweinen (Sus scrofa L.)
Berliner Münchener tierärztl. Wschr. 73, 329-332

WELLMANN, G. u.
LIEBKE, H. (1967):

Ein Fall ausgedehnter Nekrose der Haut, der Ohren und des Schwanzes bei einem Schwein nach einer experimentellen Rotlaufinfektion
Berliner Münchener tierärztl. Wschr. 80, 308-309

WERNERY, H. (1937):

Die Rotlaufgelenkentzündung der Schweine
Dtsch. tierärztl. Wschr. 45,
305-307

STATISTISCHES BUNDESAMT
(1965-1969):

Fachserie B, Land- und Forst-
wirtschaft,
Fischerei
Reihe 3 Viehwirtschaft
IV. Schlachttier- und Fleisch-
schau
Verl. W. Kohlhammer, Stuttgart,
Mainz

G. Tabellenanhang

Tab. 10, 14, 16, 20, 24

T a b e l l e 10

Ergebnisse der Wachstumsprobe und der Agglutination der Seren
von Schweinen die im Max-Planck-Institut geschlachtet wurden

Schwein Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Beurteilung des Serums
1	40 % (5%)	10/ 640	positiv
2	40 % (5%)	-/ 640	positiv
3	40 % (7,5%)	- / 320	fraglich
4	20 % (1%)	20/2560	positiv
5	40 % (5%)	-/ 640	positiv
6	40 % (5%)	20/1280	positiv
7	20 % (5%)	-/1280	positiv
8	20 % (1%)	20/5120	positiv
9	40 % (10%)	-/ 80	neg.fraglich
10	40 % (20%)	-/ 160	neg.fraglich
11	20 % (1%)	10/1280	positiv
12.	40 % (7,5%)	10/ 640	pos.fraglich
13	10 % (0,5%)	20/5120	positiv
14	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
15	40 % (7,5%)	10/ 640	pos.fraglich
16	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
17	20 % (1%)	20/2560	positiv
18.	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
19	20 % (1%)	20/5120	positiv
20	40 % (20%)	-/ 160	neg.fraglich
21	20 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
22	20 % (5%)	10/1280	positiv
23	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
24	20 % (5%)	10/1280	positiv
25	40 % (7,5%)	10/ 640	pos.fraglich
26	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
27	10 % (0,5%)	20/10240	positiv
28	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
29	40 % (20%)	10/ 160	neg.fraglich
30	40 % (20%)	-/ 640	fraglich
31	20 % (1%)	20/2560	positiv
32	40 % (7,5%)	-/320	fraglich
33	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
34	20 % (5%)	10/1280	positiv

Schwein Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Beurteilung des Serums
35	20 % (1%)	-/1280	positiv
36	10 % (0,25%)	40/10240	positiv
37	20 % (1%)	10/1280	positiv
38	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
39	10 % (0,25%)	20/5120	positiv
40	20 % (1%)	-/2560	positiv
41	10 % (0,5%)	20/5120	positiv
42	40 % (5%)	-/ 640	positiv
43	40 % (7,5%)	10/ 640	pos.fraglich
44	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
45	40 % (40%)	-/ 80	neg.fraglich
46	10 % (1%)	20/2560	positiv
47	40 % (7,5%)	10/ 640	pos.fraglich
48	20 % (1%)	10/1280	positiv
49	40 % (10%)	-/ 160	fraglich
50	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
51	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
52	40 % (5%)	10/1280	positiv
53	40 % (5%)	20/2560	positiv
54	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
55	10 % (0,25%)	20/10240	positiv
56	40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich
57	10% (1%)	10/2560	positiv
58	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
59	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
60	20 % (5%)	20/2560	positiv
61	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
62	20 % (1%)	20/2560	positiv
63	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
64	40 % (7,5%)	10/ 640	pos.fraglich
65	20 % (1%)	20/5120	positiv
66	40 % (7,5%)	10/ 640	pos.fraglich
67	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
68	20 % (5%)	20/2560	positiv
69	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
70	20 % (5%)	10/ 640	positiv
71	20 % (5%)	10/ 640	positiv
72	20 % (1%)	20/2560	positiv
73	20 % (1%)	-/ 640	positiv

Schwein Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Beurteilung des Serums
74	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
75	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
76	20 % (1%)	20/2560	positiv
77	40 % (5%)	-/1280	positiv
78	40 % (20%)	-/ 160	neg.fraglich
79	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
80	40 % (7,5%)	10/ 320	fraglich
81	7,5%(0,0625%)	80/1310720	positiv
82	10 %(0,0625%)	160/ 655360	positiv
83	40 % (5%)	10/ 640	pos.fraglich
84	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
85	20 % (1%)	10/1280	positiv
86	40 % (0,5%)	20/5120	positiv
87	40 % (20%)	-/ 40	negativ
88	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
89	20 % (5%)	-/ 640	positiv
90	40 % (7,5%)	10/ 640	pos.fraglich
91	20 % (1%)	10/1280	positiv
92	10 % (0,5%)	10/1280	positiv
93	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
94	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
95	20 % (5%)	-/1280	positiv
96	40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich
97	20 % (5%)	-/ 320	positiv
98	40 % (10%)	-/ 160	fraglich
99	20 % (5%)	-/ 640	positiv
100	40 % (5%)	10/1280	positiv
101	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
102	40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich
103	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
104	20 % (5%)	-/ 640	positiv
105	40 % (10%)	-/ 80	neg.fraglich
106	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
107	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
108	40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich
109	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
110	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
111	40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich
112	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich

Schwein Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Beurteilung des Serums
113	40 % (40%)	-/ 40	negativ
114	20 % (5%)	-/ 640	positiv
115	10 % (1%)	20/2560	positiv
116	20 % (5%)	10/ 640	positiv
117	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
118	40 % (5%)	10/1280	positiv
119	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
120	20 % (5%)	-/ 640	positiv
121	40 % (5%)	-/ 640	positiv
122	10 % (0,5%)	40/81920	positiv
123	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
124	20 % (1%)	10/2560	positiv
125	40 % (5%)	-/ 640	positiv
126	40 % (5%)	-/ 320	positiv
127	40 % (20%)	-/ 160	fraglich
128	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
129	40 % (5%)	10/1280	positiv
130	40 % (5%)	-/ 640	positiv
131	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
132	40 % (20%)	-/ 80	neg.fraglich
133	40 % (5%)	10/ 640	positiv
134	20 % (1%)	-/2560	positiv
135	20 % (1%)	10/1280	positiv
136	20 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
137	40 % (10%)	-/ 80	neg.fraglich
138	40 % (20%)	10/ 640	fraglich
139	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
140	20 % (1%)	20/2560	positiv
141	40 % (5%)	-/ 640	positiv
142	40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich
143	40 % (20%)	-/ 160	fraglich
144	40 % (20%)	-/ 40	neg.fraglich
145	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
146	20 % (5%)	10/1280	positiv
147	40 % (7,5%)	10/ 640	pos.fraglich
148	20 % (7,5%)	10/1280	positiv
149	40 % (20%)	-/ 160	neg.fraglich
150	20 % (1%)	-/ 640	positiv
151	20 % (1%)	10/1280	positiv

Schwein Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Beurteilung des Serums
152	40 % (5%)	-/ 640	positiv
153	40 % (10%)	-/ 160	fraglich
154	40 % (20%)	-/ 320	fraglich
155	20 % (1%)	10/1280	positiv
156	40 % (5%)	-/ 640	positiv
157	40 % (10%)	-/ 80	neg.fraglich
158	20 % (5%)	-/ 640	positiv
159	20 % (5%)	10/1280	positiv
160	40 % (5%)	-/ 640	positiv
161	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
162	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
163	20 % (1%)	10/1280	positiv
164	20 % (1%)	10/1280	positiv
165	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
166	40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich
167	40 % (20%)	-/ 80	neg.fraglich
168	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
169	20 % (1%)	10/1280	positiv
170	40 % (5%)	-/ 640	positiv
171	20 % (5%)	-/ 640	positiv
172	10 % (1%)	-/2560	positiv
173	10 % (0,5%)	20/5120	positiv
174	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
175	40 % (20%)	-/ 320	fraglich
176	40 % (20%)	-/ 160	fraglich
177	20 % (1%)	-/1280	positiv
178	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
179	20 % (5%)	-/ 640	positiv
180	20 % (1%)	20/2560	positiv
181	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
182	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
183	40 % (5%)	-/ 640	positiv
184	40 % (10%)	-/ 160	fraglich
185	20 % (1%)	10/1280	positiv
186	20 % (1%)	20/5120	positiv

Schwein Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Beurteilung des Serums
187	40 % (5%)	-/ 640	positiv
188	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
189	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
190	40 % (10%)	-/ 160	fraglich
191	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
192	10 % (0,25%)	20/2560	positiv
193	20 % (1%)	10/1280	positiv
194	40 % (5%)	-/ 640	positiv
195	40 % (7,5%)	10/ 640	pos.fraglich
196	20 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
197	10 % (0,5%)	20/10240	positiv
198	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich
199	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
200	40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich

T a b e l l e 14

Ergebnisse der Wachstumsprobe und der Agglutination von Seren der
Schweine, die auf dem Schlacht- und Viehhof Hannover geschlachtet
wurden.

Schwein Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Beurteilung des Serums
1	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
2	40 % (5%)	20/2560	positiv
3	40 % (7,5%)	10/ 640	positiv fraglich
4	20 % (5%)	10/1280	positiv
5	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
6	40 % (10%)	-/ 160	negativ fraglich
7	40 % (5%)	10/1280	positiv
8	40 % (10%)	-/ 40	negativ fraglich
9	40 % (5%)	10/ 640	positiv
10	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
11	40 % (5%)	10/1280	positiv
12	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
13	40 % (5%)	20/5120	positiv
14	40 % (5%)	10/1280	positiv
15	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
16	40 % (10%)	-/ 160	negativ fraglich
17	20 % (1%)	10/1280	positiv
18	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
19	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
20	40 % (5%)	10/2560	positiv
21	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
22	40 % (20%)	-/ 80	negativ fraglich
23	40 % (5%)	-/ 640	positiv
24	40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich
25	10 % (0,5%)	20/10240	positiv
26	20 % (1%)	20/5120	positiv
27	20 % (1%)	10/1280	positiv
28	40 % (5%)	-/ 320	positiv
29	40 % (5%)	10/1280	positiv
30	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich

Schwein Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Beurteilung des Serums
31	40 % (10%)	-/ 160	negativ fraglich
32	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
33	40 % (5%)	10/1280	positiv
34	20 % (1%)	10/1280	positiv
35	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
36	40 % (10%)	-/ 40	negativ fraglich
37	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
38	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
39	40 % (5%)	10/1280	positiv
40	20 % (1%)	20/5120	positiv
41	20 % (1%)	10/2560	positiv
42	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
43	20 % (1%)	20/10240	positiv
44	40 % (5%)	10/2560	positiv
45	20 % (5%)	20/2560	positiv
46	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
47	40 % (10%)	-/ 160	negativ fraglich
48	40 % (20%)	-/ 40	negativ
49	40 % (5%)	-/1280	positiv
50	20 % (1%)	20/2560	positiv
51	20 % (1%)	10/2560	positiv
52	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
53	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
54	40 % (10%)	-/ 80	negativ fraglich
55	40 % (7,5%)	-/ 80	negativ fraglich
56	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
57	40 % (5%)	-/ 640	positiv
58	40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich
59	10 % (0,5%)	40/20480	positiv
60	20 % (1%)	10/1280	positiv
61	20 % (1%)	20/5120	positiv
62	40 % (5%)	-/ 640	positiv
63	40 % (5%)	10/1280	positiv
64	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
65	40 % (10%)	-/ 160	fraglich
66	40 % (10%)	-/ 80	negativ fraglich
67	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich

Schwein Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Beurteilung des Serums
68	20 % (1%)	20/2560	positiv
69	20 % (1%)	20/5120	positiv
70	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
71	40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich
72	40 % (10%)	-/ 160	negativ fraglich
73	40 % (5%)	10/1280	positiv
74	40 % (1%)	20/2560	positiv
75	20 % (1 %)	10/1280	positiv
76	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
77	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
78	40 % (5%)	10/1280	positiv
79	40 % (5%)	-/ 640	positiv
80	20 % (1%)	20/2560	positiv
81	40 % (5%)	10/1280	positiv
82	40 % (5%)	20/2560	positiv
83	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
84	40 % (10%)	+/ 320	fraglich
85	40 % (20%)	-/ 640	fraglich
86	20 % (5%)	20/2560	positiv
87	40 % (5%)	10/1280	positiv
88	40 % (40%)	-/ 80	negativ fraglich
89	40 % (5%)	-/ 320	positiv
90	20 % (1 %)	40/2560	positiv
91	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
92	40 % (5%)	-/ 320	positiv
93	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
94	10 % (0,5%)	10/5120	positiv
95	7,5 % (0,25%)	40/40960	positiv
96	10 % (0,5%)	20/10240	positiv
97	20 % (0,5%)	20/5120	positiv
98	20 % (1%)	10/2560	positiv
99	20 % (5%)	-/ 640	positiv
100	40 % (7,5%)	10/ 640	positiv fraglich
101	40 % (10%)	-/ 640	fraglich
102	40 % (10%)	-/ 160	negativ fraglich
103	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
104	40 % (5%)	10/1280	positiv

Schwein Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Beurteilung des Serums
105	40 % (5%)	-/ 640	positiv
106	20 % (5%)	20/2560	positiv
107	40 % (5%)	10/1280	positiv
108	20 % (1%)	20/2560	positiv
109	40 % (5%)	10/1280	positiv
110	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
111	40 % (5%)	10/1280	positiv
112	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
113	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
114	40 % (5%)	10/1280	positiv
115	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
116	20 % (5%)	10/1280	positiv
117	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
118	20 % (1%)	20/10240	positiv
119	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
120	20 % (5%)	10/1280	positiv
121	40 % (7,5%)	10/1280	positiv
122	20 % (1%)	20/5120	positiv
123	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
124	10 % (0,5%)	20/20480	positiv
125	20 % (1%)	20/2560	positiv
126	40 % (20%)	-/ 160	negativ fraglich
127	40 % (10%)	-/ 640	fraglich
128	40 % (7,5%)	10/1280	positiv
129	40 % (5%)	-/1280	positiv
130	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
131	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
132	40 % (5%)	10/1280	positiv
133	40 % (7,5%)	10/1280	positiv
134	40 % (5%)	10/1280	positiv
135	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
136	40 % (10%)	-/ 80	negativ fraglich
137	7,5 % (0,125%)	80/163840	positiv
138	40 % (7,5%)	10/1280	positiv
139	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
140	40 % (10%)	10/ 640	fraglich
141	40 % (7,5%)	10/ 640	positiv fraglich
142	20 % (1%)	20/5120	positiv

Schwein Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Beurteilung des Serums
143	40 % (5%)	10/1280	positiv
144	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
145	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
146	20 % (1%)	20/10240	positiv
147	40 % (5%)	-/ 640	positiv
148	40 % (5%)	10/1280	positiv
149	40 % (5%)	10/2560	positiv
150	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
151	40 % (10%)	-/ 160	negativ fraglich
152	20 % (5%)	20/5120	positiv
153	20 % (1%)	10/2560	positiv
154	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich
155	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
156	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
157	20 % (1%)	20/5120	positiv
158	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
159	20 % (5%)	-/ 640	positiv
160	40 % (7,5%)	10/ 640	positiv fraglich
161	20 % (1%)	20/10240	positiv
162	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
163	40 % (7,5%)	10/1280	positiv
164	40 % (5%)	10/1280	positiv
165	40 % (20%)	-/ 160	negativ fraglich
166	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
167	10 % (0,25%)	40/40960	positiv
168	40 % (5%)	10/1280	positiv
169	40 % (7,5%)	10/1280	positiv
170	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
171	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
172	20 % (1%)	10/5120	positiv
173	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
174	40 % (20%)	-/ 80	negativ fraglich
175	40 % (20%)	-/ 160	negativ fraglich
176	40 % (20%)	-/ 40	negativ fraglich
177	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
178	40 % (5%)	10/1280	positiv
179	40 % (5%)	10/2560	positiv
180	10 % (0,5%)	20/20480	positiv

Schwein Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Beurteilung des Serums
181	20 % (1%)	10/1280	positiv
182	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
183	20 % (5%)	20/2560	positiv
184	40 % (7,5%)	10/ 640	positiv fraglich
185	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
186	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
187	7,5% (0,125%)	40/163840	positiv
188	40 % (5%)	10/1280	positiv
189	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
190	20 % (1%)	10/2560	positiv
191	40 % (7,5%)	10/1280	positiv
192	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
193	40 % (5%)	-/ 640	positiv
194	20 % (1%)	10/1280	positiv
195	20 % (1%)	20/2560	positiv
196	40 % (7,5%)	-/ 640	positiv fraglich
197	40 % (10%)	-/ 320	fraglich
198	20 % (1%)	20/2560	positiv
199	40 % (5%)	10/ 640	positiv
200	40 % (5%)	10/1280	positiv

T a b e l l e 16

e Immunitätslage bei Schweinen mit nachgewiesenen
Rotlaufbakterien aus Mecklenhorst

Schweine mit Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Immunitätsgrad	Rotlaufbakt. der serolog. Rotlaufgr.
6	40 % (5%)	20/1280	positiv	N
8	20 % (1%)	20/5120	positiv	N
9	>40 % (10%)	- /80	neg.fraglich	N
21	20 % (7,5%)	- /640	pos.fraglich	N
22	20 % (5%)	10/1280	positiv	A ₁
25	40 % (7,5%)	10/640	pos.fraglich	N
27	10 % (0,5%)	20/10240	positiv	N
28	40 % (7,5%)	- /640	pos.fraglich	B ₂
30	>40 % (20%)	- /640	pos.fraglich	N
31	20 % (1%)	20/2560	positiv	A ₁
33	40 % (7,5%)	- /640	pos.fraglich	B ₁
34	20 % (5%)	10/1280	positiv	N
35	20 % (1%)	- /1280	positiv	N
37	20 % (1%)	10/1280	positiv	N
39	10 % (0,25%)	20/5120	positiv	B ₂
40	20 % (1%)	- /2560	positiv	N
41	10 % (0,5%)	20/5120	positiv	B ₁
42	40 % (5%)	- /640	positiv	N
43	40 % (7,5%)	10/640	pos.fraglich	B ₁
46	10 % (1%)	20/2560	positiv	N
47	40 % (7,5%)	10/640	pos.fraglich	N
63	40 % (7,5%)	- /640	pos.fraglich	N
64	40 % (7,5%)	10/640	pos.fraglich	N
65	20 % (1%)	20/5120	positiv	B ₁
66	40 % (7,5%)	10/640	pos.fraglich	B ₂
67	>40 % (7,5%)	- /640	pos.fraglich	N
68	20 % (5%)	20/2560	positiv	N
69	>40 % (7,5%)	- /320	fraglich	N
71	20 % (5%)	- /640	positiv	N
72	20 % (1%)	20/2560	positiv	B ₁
85	20 % (1%)	20/1280	positiv	N
89	20 % (5%)	- /640	positiv	N

Schweine mit der Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Immunitätsgrad	Rotlaufbakt. der serolog. Rotlauf
95	20 % (5%)	- /1280	positiv	N
96	40 % (7,5%)	- /160	fraglich	B ₂
115	10 % (1%)	20/2560	positiv	N
117	40 % (7,5%)	- /640	pos.fraglich	B ₂
139	40 % (7,5%)	- /640	pos.fraglich	N
144	>40 % (20%)	- /80	neg.fraglich	N
174	>40 % (7,5%)	- /320	fraglich	B ₂
179	20 % (5%)	- /640	positiv	N
191	>40 % (7,5%)	- /640	pos.fraglich	B ₁

T a b e l l e 20

Die Immunitätslage bei Schweinen mit nachgewiesenen
Rotlaufbakterien aus Mariensee

Schweine mit der Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Immunitätsgrad	Rotlaufbakt. d. serolog. Rotlaufgr.
10	>40 % (20%)	- /160	neg.fraglich	G
11	20 % (1%)	10/1280	positiv	N
13	10 % (0,5%)	20/5120	positiv	N
14	40 % (7,5%)	- /320	fraglich	B ₁
15	40 % (7,5%)	10/640	pos.fraglich	N
16	>40 % (10%)	- /320	fraglich	N
18	40 % (7,5%)	- /640	pos.fraglich	B ₁
19	20 % (1%)	20/5120	positiv	N
48	20 % (1%)	10/1280	positiv	B ₁
50	40 % (7,5%)	- /640	pos.fraglich	N
52	40 % (5%)	10/1280	positiv	B ₂
53	40 % (5%)	20/2560	positiv	B ₁
54	40 % (7,5%)	- /320	fraglich	B ₁
56	>40 % (7,5%)	- /160	fraglich	N
57	10 % (1%)	10/2560	positiv	N
58	40 % (7,5%)	- /320	fraglich	B ₂
59	>40 % (7,5%)	- /320	fraglich	N
61	40 % (7,5%)	- /640	pos.fraglich	B ₁
75	40 % (7,5%)	- /640	pos.fraglich	B ₂
78	>40 % (20%)	- /160	fraglich	N
82	10%(0,0625 %)	80/1310720	positiv	B ₁
102	>40 % (7,5%)	- /160	fraglich	B ₂
112	40 % (7,5%)	- /320	fraglich	N
122	10 % (0,5%)	40/81920	positiv	N
126	>40 % (5%)	- /320	ppositiv	N
159	20 % (5%)	10/1280	positiv	B ₁

T a b e l l e 24

Die Immunitätslage bei Schweinen mit nachgewiesenen

Rotlaufbakterien aus dem Schlacht- und Viehhof Hannover

Schweine mit der Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Immunitätsgrad	Rotlaufbakt. d. serolog. Rotlaufgr.
4	20 % (5%)	10/1280	positiv	B ₂
5	40 % (10%)	-/ 320	fraglich	N
6	>40 % (10%)	-/ 160	fraglich	B ₂
8	>40 % (10%)	-/ 40	neg.fraglich	A ₁
9	>40 % (5%)	10/ 640	positiv	B ₂
10	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	B ₁
11	40 % (5%)	10/1280	positiv	A ₁
12	>40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich	N
13	40 % (5%)	20/5120	positiv	N
15	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	B ₁
16	>40 % (10%)	-/ 160	fraglich	N
17	20 % (1%)	10/1280	positiv	N
18	40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich	A ₂
20	40 % (5%)	10/2560	positiv	N
21	>40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	N
22	>40 % (20%)	-/ 80	neg.fraglich	N
23	40 % (5%)	-/ 640	positiv	N
24	>40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich	N
25	10 % (0,5%)	20/10240	positiv	B ₁
27	20 % (1%)	10/1280	positiv	N
28	40 % (5%)	-/ 320	positiv	A ₁
29	40 % (5%)	10/1280	positiv	B ₂
30	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	N
31	>40 % (10%)	-/ 160	fraglich	N
32	>40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich	N
34	20 % (1%)	10/1280	positiv	B ₂
35	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	N
36	>40 % (10%)	-/ 40	neg.fraglich	B ₁
37	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	B ₁
39	40 % (5%)	10/1280	positiv	N
41	20 % (1%)	10/2560	positiv	N
43	20 % (1%)	20/10240	positiv	A ₁
44	40 % (5%)	10/2560	positiv	B ₂

Schweine mit der Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Immunitätsgrad	Rotlaufbakt. d. serolog. Rotlaufgr.
46	>40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	N
47	>40 % (10%)	-/ 160	fraglich	N
49	40 % (5%)	-/1280	positiv	B ₂
50	20 % (1%)	20/2560	positiv	B ₁
51	20 % (1%)	10/2560	positiv	A ₂
53	>40 % (7,5%)	-/ 320	fraglich	N
54	>40 % (10%)	-/ 80	neg.fraglich	N
55	>40 % (7,5%)	-/ 80	fraglich	B ₂
58	>40 % (7,5%)	-/ 160	fraglich	C
59	10 % (0,5%)	40/20480	positiv	A ₁
60	20 % (1%)	10/1280	positiv	B ₁
61	20 % (1%)	20/5120	positiv	B ₁
63	40 % (5%)	10/1280	positiv	A ₁
64	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	A ₁
65	>40 % (10%)	-/ 160	fraglich	B ₂
67	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	B ₁
69	20 % (1%)	20/5120	positiv	N
70	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	B ₂
71	>40 % (7,5%)	-/160	fraglich	B ₁
72	>40 % (10%)	-/160	fraglich	N
73	40 % (5%)	10/1280	positiv	B ₂
74	40 % (1%)	20/2560	positiv	N
75	20 % (1%)	10/1280	positiv	A ₁
76	40 % (7,5%)	- / 640	pos.fraglich	B ₂
78	40 % (5%)	10/1280	positiv	N
79	40 % (5%)	-/ 640	positiv	A ₂
80	20 % (1%)	20/2560	positiv	N
81	40 % (5%)	10/1280	positiv	B ₂
82	40 % (5%)	20/2560	positiv	B ₂
84	>40 % (10%)	-/ 320	fraglich	N
87	40 % (5%)	10/1280	positiv	N
88	>40 % (40%)	-/ 80	neg.fraglich	B ₂
90	20 % (1%)	40/1560	positiv	N
91	40 % (10%)	-/ 320	fraglich	N
97	20 % (0,5%)	20/5120	positiv	N
103	40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	B ₁
111	40 % (5%)	10/1280	positiv	N
112	>40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	N

Schweine mit der Nr.	Wachstumsprobe	Agglutination	Immunitätsgrad	Rotlaufbakt. d. serolog. Rotlaufgr.
121	40 % (7,5%)	10/1280	positiv	B ₂
143	40 % (5%)	10/1280	positiv	N
157	20 % (1%)	20/5120	positiv	N
158	>40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	B ₂
169	>40 % (7,5%)	10/1280	positiv	N
177	>40 % (7,5%)	-/ 640	pos.fraglich	N
181	20 % (1%)	10/1280	positiv	N
198	20 % (1%)	20/2560	positiv	B ₁

An dieser Stelle gilt mein besonderer Dank
Herrn Prof. Dr. N. Retzlaff,
der mir das Thema der vorliegenden Arbeit und dessen
Ausarbeitung überließ und mir immer mit wertvollen
Ratschlägen zur Seite stand.

Herrn Prof. Dr. Dr. hc. M. Witt,
Direktor des Max-Planck-Institutes für Tierzucht
und Tierernährung in Mariensee, und den Herren
Dr. Kallweit und Dr. Klobasa möchte ich für die
freundliche und großzügige Unterstützung dieser
Arbeit herzlich danken.

Ferner bin ich Herrn Prof. Dr. G. Wellmann,
Leitender Direktor der Zentralen Versuchstieranstalt
des Bundesgesundheitsamtes Berlin, und seinen Assi-
stentinnen für die Überlassung der Teststämme sowie
der Einarbeitung in die serologischen Untersuchungs-
methoden großen Dank schuldig.

Lebenslauf

Am 10.7.1943 wurde ich als Sohn des Abteilungsdirektors Hans Höhne und seiner Ehefrau Annelies, geb. Clauß, in Hannover geboren.

Nach vier Jahren Volksschule wechselte ich Ostern 1954 auf das humanistische Kaiser-Wilhelm-Gymnasium in Hannover über und legte an dieser Schule am 15.2.1964 die Reifeprüfung ab.

Nach dem Sommersemester 1964 an der Tierärztlichen Hochschule Hannover setzte ich das Studium der Veterinärmedizin an der Freien Universität Berlin bis zum Staatsexamen am 5.3.1970 fort.

Die Bestallung als Tierarzt erhielt ich am 12.3.1970. Seitdem bin ich mit der Anfertigung der vorliegenden Arbeit beschäftigt.

